

# Caracterização organopetrográfica e biogeoquímica de sedimentos carbonáticos de origem microbial da Lagoa Vermelha (Rio de Janeiro, Brasil)

Flávia Manuela Pereira da Mota

Mestrado de Geomateriais e Recursos Geológicos

Departamento de Geociências, Ambiente e Ordenamento do Território  
2016

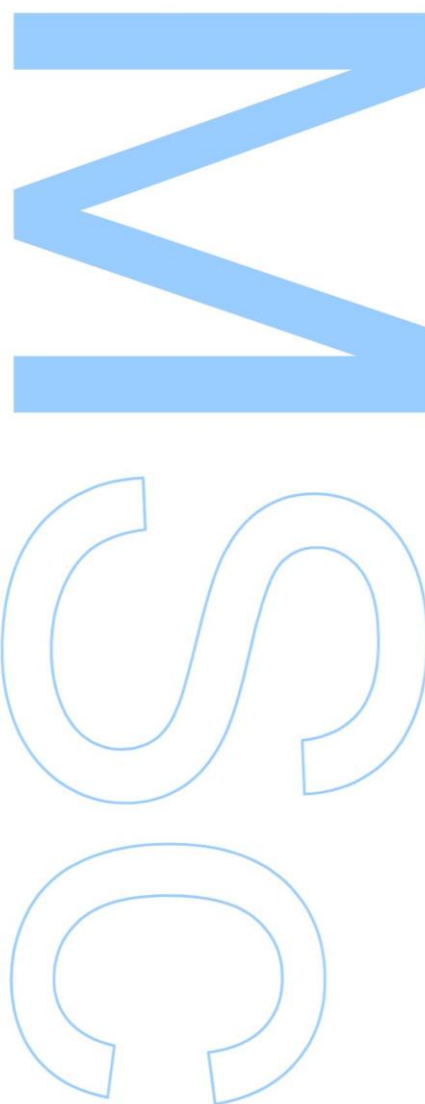
## **Orientadora**

Deolinda Maria dos Santos Flores Marcelo da Fonseca, Professora Catedrática,  
Faculdade de Ciências da Universidade do Porto

## **Coorientadores**

Paula Alexandra Sá da Silva Gonçalves, Professora Auxiliar Convidada,  
Faculdade de Ciências da Universidade do Porto

João Graciano Mendonça Filho, Professor Associado III, Instituto de Geociências/  
Universidade Federal do Rio de Janeiro



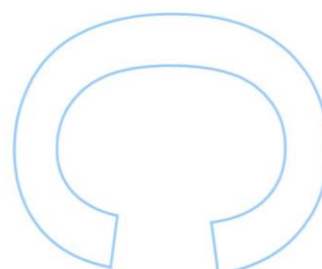
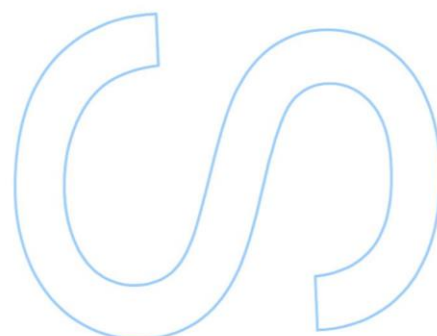
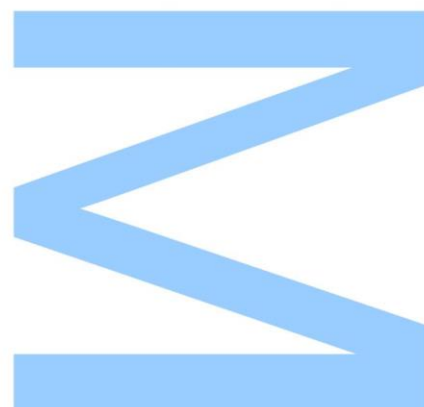




Todas as correções determinadas pelo júri, e só essas, foram efetuadas.

O Presidente do Júri,

Porto, \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_







## Agradecimentos

À Professora Deolinda pelo voto de confiança que deu para a realização desta dissertação, e por toda a ajuda fornecida.

À Professora Paula que, através das aulas de Petrologia Orgânica, me cativou para esta área. Obrigada pela sua enorme paciência, atenção, dedicação e toda ajuda dada na realização da dissertação. Sem a professora era impossível. Muito Obrigada do fundo do coração.

Ao Laboratório de Palinofácies e Fácies Orgânicas (LAFO) da Universidade Federal do Rio Janeiro (Brasil) e ao seu responsável o Professor João Graciano Mendonça Filho, que disponibilizou todas as amostras utilizadas neste trabalho e pela troca de ideias. À Doutora Sinda Carvalho pela disponibilização dos dados de biogeoquímica.

Ao Laboratório de Geologia da UTAD, concretamente ao Senhor Tito, ao Senhor Mário e ao Professor Rui, pela rápida realização da lâmina delgada, e pelo ótimo trabalho.

Ao Departamento de Geociências, Ambiente e Ordenamento do Território pela cedência dos laboratórios para a visualização das amostras.

Este trabalho foi desenvolvido no âmbito do projeto 401035/2014-0 - Caracterização organopetrográfica, geoquímica, biogeoquímica e geomicrobiológica de sedimentos carbonáticos de origem microbial. Programa CSF - Programa Ciência sem Fronteiras - CHAMADA DE PROJETOS MEC/MCTI/CAPES/CNPQ/FAPS - BOLSA PESQUISADOR VISITANTE ESPECIAL - PVE 2014. Teve, ainda, a colaboração do ICT (projeto UID / GEO / 04683/2013) financiado pela União Europeia através do Fundo Europeu de Desenvolvimento Regional, enquadrado em COMPETE 2020 (Programa Operacional para a Competitividade e Internacionalização), com a referência POCI-01-0145-FEDER-007690.

À minha família pelo apoio dado neste período, especialmente à minha mãe. Obrigada Maria. Ao meu irmão dou os parabéns, consegui não me aborrecer como era habitual. Também de referir as minhas tias maternas por todo apoio dado desde o início, posso, sem dúvidas, considerá-las Tias-Mãe. Não esquecendo o meu Tio-Pai-Adotivo e claro os meus manos adotivos.

Às minhas amigas, Catarina, Marcela e Jéssica pelo companheirismo partilhado ao longo deste mestrado e ano de dissertação. À Catarina, vizinha de quarto, que nos momentos mais complicados sempre conseguiu dar animo para continuar. E à Jéssica pelos momentos passados na sala do microscópio de cima. À Marcelita pelas horas de viagem que passamos a desabafar sobre problemas, ideias, resultados e muitas outras coisas.



## Resumo

A Lagoa Vermelha localizada no Rio de Janeiro, Brasil, entre Araruama e Saquarema, na área de Preservação Ambiental da Massamba, é considerada uma lagoa costeira de idade Holocénica. Para este estudo, foram selecionadas na Lagoa Vermelha 9 placas carbonáticas e 1 esteira. As esteiras são estruturas organossedimentares multilaminadas de acreção que resultam do aprisionamento e da união de sedimentos através de comunidades microbiana, com as cianobactérias, bactérias heterotróficas e/ou quimiolitotróficas.

O objetivo principal deste estudo é caracterizar a matéria orgânica primária (bacteriana) através da fração orgânica e da fração inorgânica de sedimentos carbonáticos de origem microbial. Foram analisadas 9 placas e a esteira, utilizando a análise de palinofácies, que teve como objetivo o exame qualitativo dos grupos de componentes de cerogénio através da análise microscópica (realizada com luz branca transmitida e luz azul incidente), e de geoquímica orgânica, nomeadamente a determinação do carbono orgânico total (COT), o enxofre total (St), percentagem de enxofre presentes nas amostras e o teor em  $\text{CaCO}_3$  presente nas amostras. Foi, ainda, determinado o carbono orgânico biopolimérico (BPC) que tem como objetivo obter as concentrações dos carboidratos (CHO), Proteínas (PTN) e Lípidos (LIP), para posterior somatório das mesmas com a multiplicação dos fatores 0,45, 0,49, e 0,75, respetivamente.

Os resultados obtidos, na análise aos palinofácies, evidenciam um predomínio de EPS em todas as amostras, e uma minoria de outros componentes orgânicos. De salientar os zoomorfos/zooclastos identificados, nomeadamente hidrozoários desde formas medusóides, pólipos, tentáculos, formas embrionárias (brotos) e campânulas das medusas. Os teores de COT determinados nas placas variam entre 0,37 e os 0,63% e na esteira entre 4,71 e 4,58%. Os valores de St oscilam entre 0,041 e 0,067% nas placas e entre 0,23 e 0,32 % na esteira, sendo valores baixos, particularmente nas placas. Em relação à percentagem de  $\text{CaCO}_3$ , verificou-se nas placas valores superiores a 98 % e na esteira variam entre 83 a 90 %, correspondendo a carbonatos puros. Em relação os BPC ocorrem nas placas entre 2,97 e 5,46 mg/g e na esteira entre os 10,39 e os 14,33 mg/g, mostrando o nível trófico onde se inserem as amostras, sendo os das placas entre eutrófico e meso-oligotrófico e a esteira no nível hipertrófico.

**Palavras-chave:** Esteira, Precipitação de carbonatos, EPS, Hidrozoários, Matéria Orgânica



## Abstract

The Lagoa Vermelha located in Rio de Janeiro, Brazil, between Araruama and Saquarema, in the Conservation Area Massamba, is considered a coastal lagoon of Holocene age. For this study were selected in Lagoa Vermelha nine carbonate plates and one mat. The mats are organosedimentary multilaminar accretion structures that result from the trapping and sediment union by microbial communities, cyanobacteria, heterotrophic bacteria and / or chemolithotrophic.

The objective of this study is to characterize the primary organic matter (bacterial) through organic and inorganic fractions of carbonate sediments of microbial origin. Nine carbonate plates and a mat were analyzed using the palynofacies analysis, which aimed the qualitative examination of kerogen component groups through microscopic analysis (performed with transmitted white and incident blue lights), and organic geochemistry, including the total organic carbon (TOC), total sulfur (St) and  $\text{CaCO}_3$  contents of the samples. It was also determined biopolymeric organic carbon (BPC) which aims to get the concentrations of carbohydrate (CHO), protein (PTN) and lipids (LIP) for subsequent summation and multiplication factor of 0.45, 0.49 and 0.75 respectively.

The results obtained in the palynofacies analysis, show a prevalence of EPS in all samples, and a minority of other organic components, namely the zoomorphic / zooclastos, particularly Hydrozoans, such as medusoids forms, polyps, tentacles, embryonic forms (sprouts) and bells of jellyfish, identified in this lagoon for the first time. The TOC levels determined in the plates range between 0.37 and 0.63% and in the mat between 4.71 and 4.58%. The St values vary between 0.041 and 0.067% on the plates and between 0.23 and 0.32% in the mat, which are considered low values, particularly on the plates. Regarding the percentage of  $\text{CaCO}_3$  found in the plates, were higher than 98% and in the mat ranges from 83 to 90%, corresponding to pure carbonates. The BPC occur in the plates between 2.97 and 5.46 mg/g and in the mat between 10.39 and 14.33 mg/g, showing a trophic level for the samples. These results point out a trophic level between eutrophic and meso-oligotrophic plates and a hypertrophic level for the mat.

**Keywords:** Microbial mat, Carbonate precipitation, EPS, Hydrozoans, Organic Matter



# Índice

Agradecimentos.....	V
Resumo.....	VII
Abstract.....	IX
Índice.....	XI
Índice de Figuras.....	XIII
Índice de Tabelas.....	XVII
Abreviaturas.....	XIX
 <b>Capítulo I - Introdução.....</b>	 <b>1</b>
1. Introdução.....	3
1.1. Objetivos.....	4
 <b>Capítulo II - Ecossistemas.....</b>	 <b>5</b>
2. Ecossistemas.....	7
2.1. Esteiras Microbianas.....	7
2.2. Hidrozoários.....	15
2.2.1. Forma polipóide.....	17
2.2.2. Forma medusóide.....	17
2.2.3. Ciclo de vida.....	18
2.3. Precipitação dos Carbonatos.....	19
 <b>Capítulo III – Material e Métodos.....</b>	 <b>23</b>
3. Material e Métodos.....	25
3.1. Amostras.....	25
3.2. Preparação das amostras para observação microscópica.....	26
3.2.1. Preparação das lâminas organopalinológicas.....	26

3.2.2. Preparação das superfícies polidas.....	28
3.2.3. Preparação das lâminas delgadas.....	30
3.3. Petrografia Orgânica.....	30
3.3.1. Luz transmitida e luz azul incidente – Palinofácies.....	30
3.3.2. Luz refletida e luz azul incidente.....	34
3.4. Petrografia da fração inorgânica.....	37
3.5. Determinação do Carbono Orgânico Total, Enxofre Total, Resíduo Insolúvel.....	37
3.6. Determinação dos Biopolímeros.....	39
<b>Capítulo IV – Resultados e Discussão.....</b>	<b>41</b>
4. Resultados e Discussão.....	43
4.1. Geoquímica Orgânica.....	43
4.1.1. Determinação do Carbono Orgânico Total, Enxofre Total, CaCO <sub>3</sub> .....	43
4.1.2. Determinação dos Biopolímeros.....	44
4.2. Análise Petrográfica.....	46
4.2.1. Esteira.....	46
4.2.1.1. Amostra E7_T.....	47
4.2.1.2. Amostra E7_M.....	52
4.2.1.3. Amostra E7_B.....	53
4.2.2. Placas.....	55
<b>Capítulo V – Conclusão.....</b>	<b>63</b>
5. Conclusão.....	65
<b>Capítulo VI – Atlas Petrográfico.....</b>	<b>67</b>
6. Atlas Petrográfico.....	69
<b>Referências Bibliográficas.....</b>	<b>131</b>
Referências Bibliográficas.....	133



## Índice de Figuras

<b>Fig. 1</b> – Representação da formação do biofilme. (A) Início do biofilme - implantação da comunidade pioneira sobre um substrato; (B) células em divisão; (C) implantação de uma colonização secundária a partir de células bacterianas isoladas ou em agregados; (D) formação de um biofilme maduro (Rickard <i>et al.</i> , 2003).....	8
<b>Fig. 2</b> – Exemplo de uma esteira microbiana com a representação dos grupos de metabolismo (adaptado de Romero, 2015).....	10
<b>Fig. 3</b> - As relações fisiológicas entre populações microbianas de uma esteira microbiana (adaptado de Gomes, 2011).....	12
<b>Fig. 4</b> – Diferentes tipos de esteiras. A: esteira microbiana coloforme; b: esteira microbiana gelatinosa; c: esteira microbiana em filme; d: esteira microbiana poligonal; e: esteira microbiana lisa; f: esteira microbiana pustular; g: esteira microbiana tufada (Damazio <i>et al.</i> , 2005) .....	14
<b>Fig. 5</b> – Esquema de um cnidócito; (A) –; cnidócito antes de sair do cnidoblasto (B) – cnidócito após ter saído do cnidoblasto (adaptado de Brusca e Brusca, 2003).....	16
<b>Fig. 6</b> – Esquema de um pólipo (A) e de uma medusa (B) (Brusca e Brusca, 2003).....	17
<b>Fig. 7</b> – Exemplo do ciclo de vida da <i>Obelia</i> onde existe a fase de pólipo e a fase de medusa (reprodução assexuada e sexuada, respetivamente) (in: <a href="http://cfb7cmpa.blogspot.pt/2011/06/reproducao-e-nutricao-dos-cnidarios.html">http://cfb7cmpa.blogspot.pt/2011/06/reproducao-e-nutricao-dos-cnidarios.html</a> ).....	19
<b>Fig. 8</b> – Relação entre salinidade, razão Mg/Ca e a Origem da dolomite, baseada em observações de campo e experiências laboratoriais (Blatt, 1992).....	21
<b>Fig. 9</b> – Localização da Lagoa Vermelha, Rio de Janeiro, Brasil (Google Earth).....	25
<b>Fig. 10</b> – 1 – Amostra da Esteira (E7); 2 – Aspeto das placas.....	26
<b>Fig. 11</b> – Preparação de superfícies polidas. 1 – Envolvimento da amostra com a solução nos moldes; 2 – Secagem das amostras; 3 – Desenformar e identificação das amostras; 4 – Pré-polimento; 5 – Polimento; 6 – Conclusão da preparação das superfícies polidas, colocando-as no exsiccador.....	29
<b>Fig. 12</b> – Superfícies polidas. 1– Esteira (E7); 2 – Placas; 3 – Placas (claro – caixa amarela) e esteiras (escuro – caixa vermelha) .....	35
<b>Fig. 13</b> – Analisador LECO® SC-144DR.....	38

- Fig. 14** – Amostra da esteira com a identificação das três partes em que foi dividida a esteira.....46
- Fig. 15** – Fotomicrografias da amostra E7\_T (lâmina organopalinológica). EPS (setas vermelhas); Diatomácea (setas verdes). (1: LT; 2: LF).....47
- Fig. 16** – Fotomicrografias da amostra E7\_T (Lâmina organopalinológica). Cutícula (setas pretas) e pormenor dos estomas (seta rosa). (1: LT; 2: LF).....48
- Fig. 17** – Fotomicrografias da amostra E7\_T (amostra granulada). Tentáculos de hidrozoários. (1: LR; 2: LF).....48
- Fig. 18** – Fotomicrografias da amostra E7 (Lâmina delgada). m – Micrite; eps – EPS; F – Bioclasto (Foraminífero); C – Bioclasto (Resto de conchas). (A1 e B1: NII; A2 e B2: NX; A3 e B3: LF) .....50
- Fig. 19** – Fotomicrografias da amostra E7 (Lâmina delgada). C – Bioclasto (Resto de conchas); H – Hidrozoário (Tentáculo). (A1 e B1: NII; A2 e B2: NX; A3 e B3: LF).....51
- Fig. 20** – Fotomicrografias da amostra E7\_M (Lâmina organopalinológica). 1 – EPS (setas vermelhas); 2 – Formas embrionárias (Brotos) (setas pretas). (1 e 3: LT; 2 e 4: LF).....52
- Fig. 21** – Fotomicrografias da amostra E7\_M (superfície polida particulada). 1 e 2 – Formas embrionárias de hidrozoários (setas pretas). (1: LR; 2: LF).....53
- Fig. 22** – Fotomicrografia da amostra E7\_B (Lâmina organopalinológica). 1 – Formas embrionárias (brotos) (setas pretas). (1: LF).....53
- Fig. 23** – Fotomicrografias da amostra E7\_B (Superfície polida granulada). 1, 2 e 3 – Lamalinite (setas pretas); 4 – Tentáculo de hidrozoário (seta vermelha). (1, 2, 3 e 4: LF).....54
- Fig. 24** – Fotomicrografias da amostra E7 (bloco). 1 – Formas embrionárias de hidrozoários (setas vermelhas); e 2 – Lamalinite (seta roxa). (1 e 2: LF).....54
- Fig. 25** – Fotomicrografias da MO presente nas Placas (palinofácies). 1 – Placa F – EPS (seta vermelha), Esporomorfo (seta verde) e Pólipos (seta preta). 2 – Placa H – EPS (seta vermelha) e Tentáculo (seta azul). 3 – Placa B – Pólipos (seta vermelha), e Zooclasto (seta amarela). 4 – Placa I – EPS (seta vermelha), Medusa (seta verde), Pólipos (seta amarela). 5 - Placa F – EPS (setas vermelhas). 6 – Placa D – Esporomorfo (seta verde), Tentáculo (seta laranja), Pólipos (seta azul) e Zooclasto (seta preta). 7 – Placa C – Medusa (seta vermelha). 8 – Placa B – Pólipos (setas amarelas). (1, 2, 5 e 6: LT; 3, 4, 7 e 8: LF).....56

<b>Fig. 26</b> – Fotomicrografias das amostras Placas (amostras granuladas e amostras tal e qual como foram recolhidas). 1 – Tentáculo de hidrozoário; 2 – Lamalginite (seta preta); Formas embrionárias (setas roxas) (1: LR; 2: LF) .....	57
<b>Fig. 27</b> – Fotomicrografias da amostra PL_H (lâmina delgada). m – Micrite; F – Bioclasto (Foraminífero); e C – Bioclasto (Resto de conchas). (A1 e B1: NII; A2 e B2: NX; A3 e B3: LF).....	58
<b>Fig. 28</b> – Fotomicrografias da amostra PL_H (lâmina delgada). m – Micrite; MO – Matéria Orgânica; o – Óxidos de ferro). (A1 e B1: NII; A2 e B2: NX; A3 e B3: LF).....	59
<b>Fig. 29</b> – Fotomicrografia da amostra (microscopia eletrónica de varrimento). Marcação das medições realizadas na dolomite de precipitação.....	60
<b>Fig. 30</b> – Resultados químicos obtidos das medições realizadas em Z2 e Z3.....	60
<b>Fig. 31</b> - Fotomicrografia da amostra (Microscopia eletrónica de varrimento). Marcação realizadas no bioclasto.....	61
<b>Fig. 32</b> – Resultados químicos obtidos nas medições Z4, Z5, Z6 e Z7 .....	61



# Índice de Tabelas

<b>Tabela 1</b> – Classificação detalhada dos componentes palinológicos individuais para o Grupo da Amorfa proposta Tyson (1995), Vincent (1995), Mendonça Filho (1999) e Mendonça Filho <i>et al.</i> (2002, 2010, 2011, 2012, 2014).....	31
<b>Tabela 2</b> – Classificação detalhada dos componentes palinológicos individuais para o Grupo dos Fitoclastos proposta Tyson (1995), Vincent (1995), Mendonça Filho (1999) e Mendonça Filho <i>et al.</i> (2002, 2010, 2011, 2012, 2014).....	32
<b>Tabela 3</b> – Classificação detalhada dos componentes palinológicos individuais para o Grupo dos Palinomorfos proposta Tyson (1995), Vincent (1995), Mendonça Filho (1999) e Mendonça Filho <i>et al.</i> (2002, 2010, 2011, 2012, 2014, 2016).....	33
<b>Tabela 4</b> – Tabela das contagens utilizada nas lâminas palinológicas.....	34
<b>Tabela 5</b> – Classificação Internacional da Matéria Orgânica Dispersa (Cook e Borrego, 2014).....	36
<b>Tabela 6</b> – Resultados obtidos de Geoquímica Orgânica.....	44
<b>Tabela 7</b> – Resultados obtidos do Carbono Biopolimérico.....	45



# Abreviaturas

$\mu\text{m}$  – Micrómetro

BPC – Carbono Orgânico Biopolimérico

C – Carbono

C/S – Razão Carbono/Enxofre

$\text{C}_2\text{H}_6\text{O}$  - Etanol

Ca – Cálcio

$\text{CaCO}_3$  – Carbonato de Cálcio

$\text{CH}_2\text{O}$  – Metanal

$\text{CH}_4$  – Metano

CHO – Carbohidratos

$\text{CO}_2$  – Dióxido de Carbono

COT – Carbono Orgânico Total

EPS – Substância Polimérica Extracelular

Fe – Ferro

$\text{FeOOH}$  – Hidróxido de ferro

Ga – Giga anos (equivalente a mil milhões de anos)

$\text{H}_2\text{CO}_3$  – Ácido carbónico

$\text{H}_2\text{O}$  – Água

HCl – Ácido Clorídrico

$\text{HCO}_3$  – Bicarbonato

HS – Ácido sulfúrico

LF – Luz Azul Incidente

LIP – Lípidos

LR – Luz Branca Refletida

LT – Luz Branca Transmitida

SEM – Microscopia Eletrónica de Varrimento

Mg – Magnésio

mm – Milímetro

MO – Matéria Orgânica

N – Azoto

NaOH – Hidróxido de Sódio

NH<sub>3</sub> – Amoníaco

NII – Nicóis Paralelos

nm – Nanómetro

NO<sub>3</sub> – Nitrato

NX – Nicóis Cruzados

O – Oxigénio

OH – Hidróxido

PTN – Proteínas

RI – Resíduo Insolúvel

rpm – Rotações por minuto

S – Enxofre

SO<sub>2</sub> – Dióxido de Enxofre

SO<sub>4</sub> – Sulfato

St – Enxofre Total

ZnCl<sub>2</sub> – Cloreto de Zinco



## **Capítulo I - Introdução**



## 1. Introdução

### **“O presente é a chave para o passado”**

No registo geológico são encontradas inúmeras associações entre carbonatos e a ocorrência de hidrocarbonetos indicando que a atividade biológica apresenta um papel fundamental no processo de formação de carbonatos e na geração dos hidrocarbonetos (Dupraz *et al.*, 2009). Assim, a atividade microbiana, responsável pela reciclagem da matéria orgânica, pode ser a chave para o entendimento dos processos nos sistemas carbonáticos atuais como análogos dos microbialitos existentes no registo do passado geológico.

Através da caracterização e classificação do conteúdo orgânico decorrente da atividade bacteriana (bactérias autotróficas: matéria orgânica primária e heterotróficas: retrabalhamento microbiológico) nas lagoas poderá contribuir para o conhecimento dos processos de interação entre os agentes biológicos (bactérias) e os efeitos geoquímicos resultantes (precipitação de carbonatos); estabelecendo a influência da interação matéria orgânica-fração mineral na formação dos sedimentos carbonáticos recentes.

As cianobactérias são a forma de vida mais antiga do planeta, com uma idade de 3,5 Ga, em que o seu metabolismo era anaeróbico e a fonte de energia eram as moléculas reduzidas inorgânicas e orgânicas. Nessa altura, a Terra era constituída por uma atmosfera pequena com a presença de gases, como, o dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>), o metano (CH<sub>4</sub>), o azoto (N) e o amoníaco (NH<sub>3</sub>) (Crapez, 2002). O aparecimento das cianobactérias fez com que ocorresse a evolução dos organismos, permitindo a formação das esteiras microbianas (Schopf, 2000).

A formação das esteiras microbianas é um fenómeno geomicrobiológico, que ocorre desde os primórdios da vida na Terra (Guerrero *et al.*, 2002), revelando a sua existência ao longo do tempo geológico e o sucesso evolutivo e adaptativo das comunidades microbianas (Des Marais, 2003; Villanueva, 2005). As esteiras microbianas caracterizam-se, ainda, por serem um sistema complexo e dinâmico, sendo alvo de estudos por parte da geologia, geomicrobiologia e astrobiologia, promovendo assim a interação de estudos entre a biosfera e a geosfera, baseados na matéria orgânica (MO) presente nos sedimentos e nas rochas sedimentares (Tyson, 1995).

Os estudos de caracterização da matéria orgânica, são importantes para a determinação da reatividade bioquímica, os processos diagenéticos iniciais, as condições redox, da salinidade, da profundidade da água, da proximidade à área fonte e, ainda, o estado trófico das águas do ambiente de deposição dos sedimentos e a quantidade e o tipo de

hidrocarbonetos gerados durante o soterramento e maturação térmica. (Tyson, 1995). Os estudos da MO particulada é realizada em sedimentos antigos e recentes, envolve todos os aspetos da definição da assembleia da MO, através da identificação dos componentes particulados individuais, a percentagem relativa e absoluta, o tamanho e o estado de preservação (Tyson, 1995).

Por outro lado, as rochas carbonáticas formam-se através de processos químicos e bioquímicos, sendo as reações bioquímicas bacterianas responsáveis pela precipitação e dissolução dos carbonatos nos ciclos biogeoquímicos do Carbono (C), Azoto (N), Oxigénio (O) e Enxofre (S) (Dupraz *et al.*, 2009, Cambier, 2011).

## 1.1. Objetivos

Neste trabalho, pretende-se fazer um estudo integrado das frações orgânica/inorgânica dos sedimentos carbonáticos de origem microbial para a caracterização da produção de matéria orgânica primária (bacteriana) e sua relação com a dinâmica de sedimentação atual na lagoa estudada e seu papel na formação de rochas carbonáticas geradoras e reservatórios.

Este estudo inclui: (i) caracterização petrográfica pormenorizada da fração orgânica recorrendo à técnica da palinofácies (microscopia de transmissão em luz branca e reflexão em fluorescência); (ii) estudo da fração inorgânica das amostras com recurso ao estudo de lâminas delgadas preparadas para o efeito; (iii) estudo da matéria orgânica e da sua interação com a fração mineral em rocha total recorrendo a amostras em bloco e granulada; (iv) caracterização geoquímica geral das amostras, nomeadamente teor em carbono orgânico total (COT), enxofre total (St) e teor em carbonatos; (v) determinação da composição em biopolímeros (proteínas, carboidratos e lipídeos) de bactérias nas esteiras microbianas; e, (vi) estabelecimento da relação entre a produção de matéria orgânica primária (bacteriana) e a dinâmica de sedimentação atual na Lagoa Vermelha.

## **Capítulo II - Ecosystemas**



## 2. Ecossistemas

Os ecossistemas correspondem ao conjunto formado por todas as comunidades bióticas que vivem e interagem numa determinada região e pelos fatores abióticos que atuam sobre essas comunidades. Assim, sob o ponto de vista ecológico, as esteiras microbianas são ecossistemas que contêm todos os grupos tróficos essenciais (produtores primários, consumidores e decompositores aeróbios e anaeróbios), cujas populações são organizadas em comunidades específicas, que interagem entre si e o meio ambiente (Stolz, 2000). Estas podem surgir em lagoas costeiras que se formaram devido a depressões que são preenchidas por água salobra ou salgada e que apresentam determinadas condições físicas e químicas (Van Lith *et al.*, 2002).

### 2.1. Esteiras microbianas

As esteiras microbianas, também designadas por “esteira algal”, “tapete algal”, “esteira de cianobactérias”, “esteira estromatolítica” ou “estromatólitos em potencial” (Silva e Silva *et al.*, 2007; Damazio e Silva e Silva, 2006) são descritas, no recente, como estruturas sedimentares não litificadas formadas a partir do acréscimo laminar microbiano (Awramik, 1990). São compostas essencialmente por calcite, aragonite e dolomite (Giralt *et al.*, 2001) e estão diretamente relacionadas com o predomínio de cianobactérias (Stolz, 2000). Deste modo, estas estruturas organossedimentares multilaminadas de acreção resultam do aprisionamento e da união de sedimentos através de comunidades microbianas, como por exemplo, de cianobactérias, bactérias heterotróficas e/ou quimiolitotróficas (Silva e Silva *et al.*, 2008). As esteiras desenvolvem-se na interface sedimento/água e na interface sedimento/ar (Guerrero *et al.*, 2002) sendo consideradas por Burne e Moore (1987) como ecossistemas autossustentáveis.

A esteira microbiana é o primeiro estágio de desenvolvimento dos estromatólitos e, também, o primeiro substrato para o desenvolvimento dos mesmos. Estes são considerados estruturas biossedimentares litificados que se desenvolvem aprisionados pela precipitação do carbonato como resultado da atividade de organismos microbianos (Iespa *et al.*, 2012). Estas estruturas podem surgir em diversos ambientes, como por exemplo, em ambientes hipersalinos, de água doces, em solos ou em fontes termais.

A estrutura apresentada pelas esteiras pode ser de dois tipos completamente diferentes, esteiras microbianas coesas e esteiras microbianas não coesas. A esteira coesa é constituída por uma comunidade microbiana bentónica formando filamentos que apresentam alta permeabilidade; por outro lado, a esteira não coesa é constituída por células envolvidas em

grandes quantidades de substância polimérica extracelular, conhecida por EPS, exibindo baixa permeabilidade e alta resistência mecânica (Krumbein *et al.*, 2003). A EPS corresponde a biopolímeros hidratados (incluem polissacarídeos, proteínas, lípidos e ácidos nucleicos) que resultam da atividade dos constituintes orgânicos tendo como objetivo a imobilização e a proteção dos agregados microbianos (Flemming e Wingender, 2010).

A formação da esteira inicia-se com a criação de uma camada designada de biofilme incolor que, na presença das bactérias sulfurosas, modifica a sua coloração. Assim, com a entrada de cianobactérias no ecossistema, juntamente com outros organismos, inicia-se a colonização (Fig. 1-A) da camada incolor (Fenchel, 1998). Se as condições do meio se mantiverem favoráveis ao desenvolvimento dos colonizadores primários, estes proliferam e formam as microcolônias (Fig. 1-B). Quando as condições ambientais no interior dos microambientes se alterarem surge a oportunidade para novos colonizadores entrarem no ecossistema, os denominados colonizadores secundários (Fig. 1-C). As interações de agregação a partir das bactérias suspensas originam o biofilme maduro (Fig. 1-D). A EPS aparece associado às bactérias dependendo destas para o seu desenvolvimento (Rickard *et al.*, 2003).

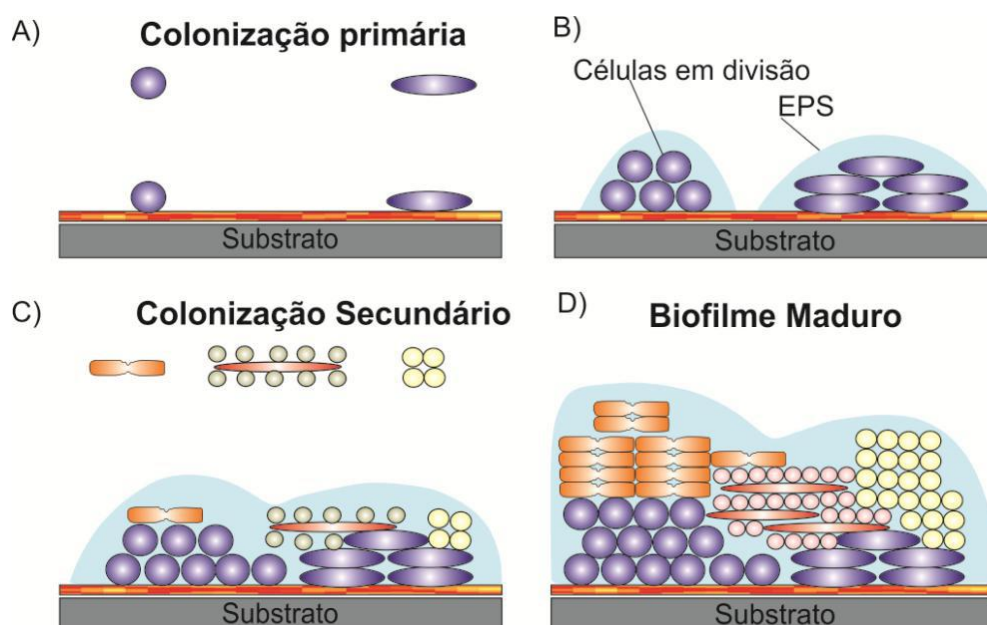


Fig. 1 – Representação da formação do biofilme. (A) Início do biofilme - implantação da comunidade pioneira sobre um substrato; (B) células em divisão; (C) implantação de uma colonização secundária a partir de células bacterianas isoladas ou em agregados; (D) formação de um biofilme maduro (Rickard *et al.*, 2003).



O desenvolvimento das esteiras está dependente das condições físico-químicas do meio, que promovem uma laminação interna caracterizada pela variação de cores, refletindo uma resposta fisiológica da comunidade microbiana que pode afetar positiva ou negativamente o desenvolvimento dos microrganismos (Martínez-Alonso *et al.*, 2004). As propriedades físicas mais importantes são a luz, a temperatura e a pressão, enquanto as propriedades químicas são o oxigénio, o pH, a salinidade e o potencial de oxidação-redução (Franks e Stolz, 2009).

O carbono fixado nas esteiras, obtido através da fotossíntese, é a matéria-prima para a síntese de biopolímeros, tais como, os carboidratos, as proteínas e os lípidos, sendo os principais constituintes orgânicos disponíveis para as bactérias (Villanueva *et al.*, 2007). Os carboidratos são responsáveis pela diminuição do oxigénio na coluna de água devido à sua fácil degradação. As proteínas são de fácil degradação, podendo ser utilizadas tanto em condições anaeróbicas como em aeróbicas. Em condições aeróbicas a sua degradação liberta amoníaco o que leva à acumulação de nitritos (Jones, 2001). Por serem a fração lábil biopolimérica, as proteínas e os carboidratos são facilmente mineralizados pelas bactérias tornando-se disponíveis para outros níveis tróficos (Villanueva *et al.*, 2007). Por outro lado, os lípidos, aquando da sua oxidação, requerem grandes quantidades de oxigénio devido à sua insolubilidade no sistema aquoso (Jones, 2001). A sua degradação é lenta (fração refratária biopolimérica) sendo formados por macromoléculas complexas, tais como ácidos húmicos e fúlvicos (Cividanes *et al.*, 2002; Fabiano *et al.*, 1995). Estas três classes bioquímicas convertidas para equivalentes de carbono compõem o carbono biopolimérico (BPC) e correspondem de 10 a 70% de todo o carbono orgânico dos sedimentos marinhos e costeiros (Danovaro *et al.*, 2000).

As esteiras microbianas são constituídas por vários grupos de bactérias com diferentes metabolismos (Fig. 2), tais como, as bactérias fototróficas oxigénicas, as fototróficas anoxigénicas, as fermentadoras, as heterotróficas aeróbicas, as heterotróficas anaeróbicas e as quimiolitotróficas. Estes grupos são caracterizados pelas similaridades fisiológicas que interagem umas com as outras e com o próprio meio (Visscher e Stolz, 2005).

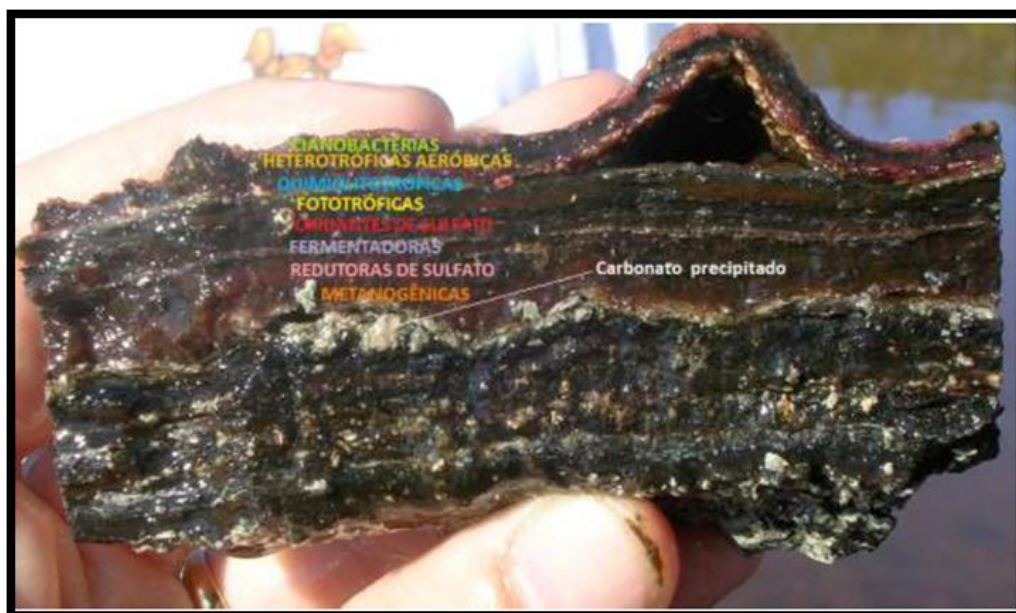
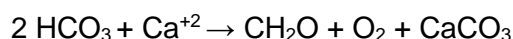


Fig. 2 – Exemplo de uma esteira microbiana com a representação dos grupos de metabolismo (adaptado de Romero, 2015).

De acordo com Visscher e Stolz (2005), as principais atividades metabólicas exercidas nas esteiras microbianas pelos diferentes tipos de bactérias são as seguintes:

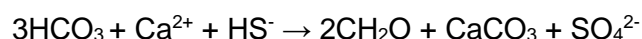
✓ As bactérias fototróficas oxigénicas, cianobactérias, são responsáveis pela produção primária utilizando a energia solar para a fixação de  $\text{CO}_2$  e, se necessário, fixam  $\text{N}_2$ ;

Fixação do Carbono (fotossíntese)



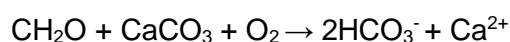
✓ As bactérias fototróficas anoxigénicas, bactérias púrpuras e verdes, são também responsáveis pela produção primária, mas usam o  $\text{HS}^-$  como dador de eletrões para a fotossíntese; algumas podem fixar  $\text{N}_2$ ;

Fixação do Carbono (oxidação do sulfureto)



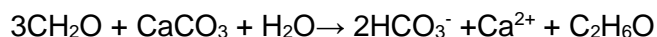
✓ As bactérias quimiorganoheterotróficas aeróbicas obtêm energia através da quebra de compostos orgânicos com a ajuda do  $\text{O}_2$ ;

Oxidação do carbono (respiração)



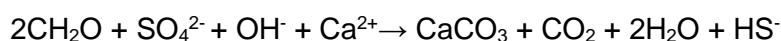
✓ As bactérias fermentadoras utilizam o carbono e compostos de enxofre como dadores e recetores de eletrões nos processos metabólicos;

#### Fermentação



✓ De entre as bactérias heterotróficas anaeróbicas destacam-se as bactérias sulfato-, ferro- e nitrato-redutoras e as bactérias metanogénicas. As primeiras são responsáveis pela utilização do carbono orgânico com  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{FeOOH}$  e  $\text{NO}_3^-$  para a obtenção de energia resultando na produção de  $\text{HS}^-$ ,  $\text{Fe}^{2+}$  e  $\text{N}_2$ , enquanto as segundas utilizam o  $\text{H}_2$  e o  $\text{CO}_2$  para a produção de metano;

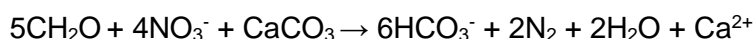
#### Sulfato-redutoras



#### Ferro-redutoras

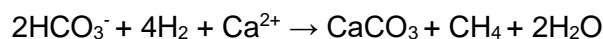


#### Nitrato-redutoras



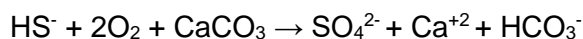
#### Metanogénese

(respiração do carbono e produção de metano)

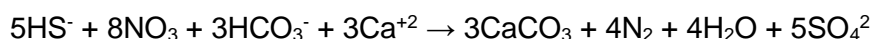


✓ As bactérias que oxidam o sulfeto (quimioautotróficas) são responsáveis pela oxidação de compostos de enxofre ou nitratos para a fixação de  $\text{CO}_2$  (Prothero e Schwab, 2013; Visscher e Stolz, 2005).

#### Oxidação do sulfeto (aeróbico)



#### Oxidação do sulfeto (anaeróbico)



O motor para o desenvolvimento deste tipo de ecossistemas é a fotossíntese que pode ser aeróbica, sendo realizada por cianobactérias, e anaeróbica quando realizada por bactérias verdes e púrpuras. Na figura 3 podem ser observadas as relações fisiológicas entre as diferentes comunidades microbianas presentes nas esteiras. Na primeira camada, a camada amarela, encontram-se as diatomáceas e altas concentrações de carotenóides. A segunda camada é a verde que resulta da atividade fototrófica das cianobactérias, sendo por isso, uma

camada em que se concentra o oxigénio. Segue-se a camada vermelha ou rosa, composta por bactérias púrpuras produtoras de sulfuretos, que é anóxica devido as elevadas taxas de respiração e à redução dos sulfatos. A partir deste ponto apenas encontramos as bactérias fototróficas anoxigénicas. Surge uma camada de cor salmão onde existem bactérias púrpuras sulfurosas. E finalmente, a estrutura mais profunda, a camada cinzenta ou negra, caracterizada pela presença de bactérias sulfato-redutoras e heterotróficas anaeróbicas que se desenvolvem devido à libertação de espaço através da utilização dos produtos libertados pelos produtores primários. Esta camada é caracterizada pela ausência de pigmentos, sendo o  $H_2$  e o  $CO_2$  resultado do metabolismo dos microrganismos (Franks e Stolz, 2009; Paction *et al.*, 2011).

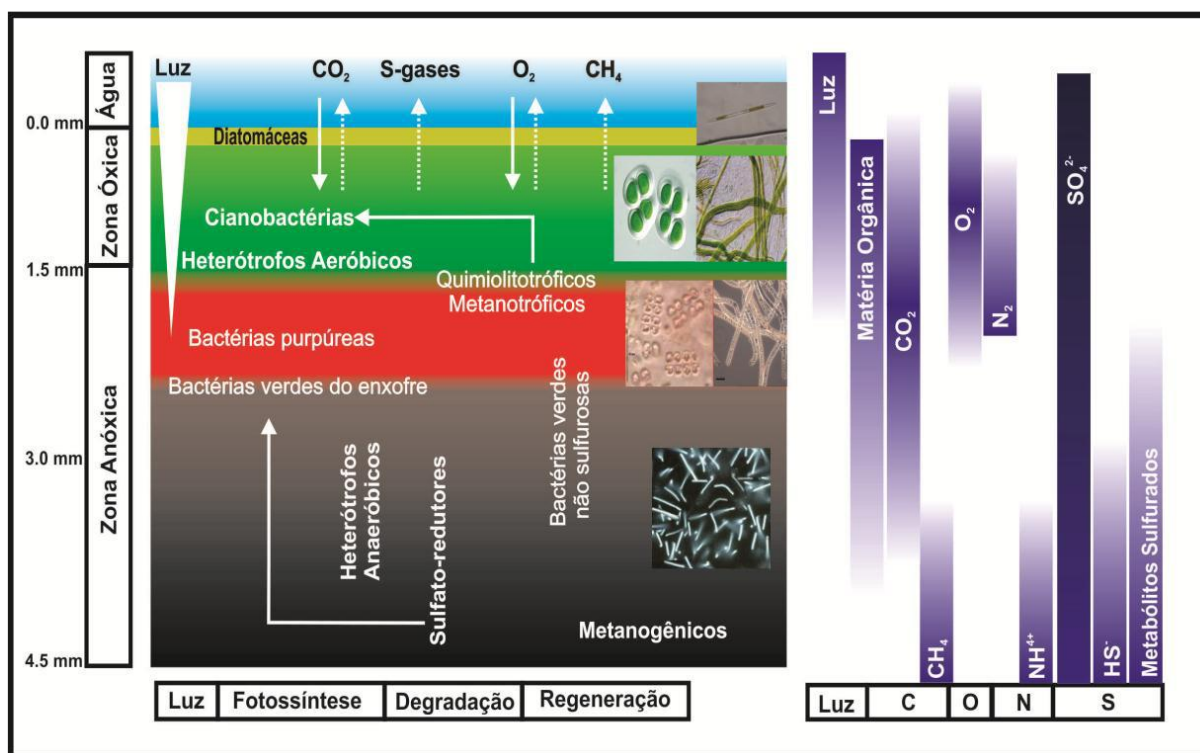


Fig. 3 - As relações fisiológicas entre populações microbianas de uma esteira microbiana (adaptado de Gomes, 2011).

As bactérias são, assim, o mecanismo da esteira que favorece a sucessão do ecossistema, através da fixação de carbono e hidrogénio (Van Gernerden, 1993). No caso das cianobactérias verifica-se que são responsáveis pela criação de diversos tipos de esteiras microbianas (Fig. 4). Como referido anteriormente, estas são consideradas o primeiro estágio de formação dos estromatólitos (Silva e Silva *et al.*, 2008).

Diversos autores (por exemplo, Damazio *et al.*, 2005; Jahnert e Collins, 2013; Silva e Silva *et al.*, 2004) identificaram diferentes tipos de esteiras atendendo às suas características. Damazio *et al.* (2005), em trabalhos realizados na Lagoa Pitanguinha (Rio de Janeiro, Brasil) identificou sete tipos de esteiras: 1) esteiras coloformes apresentam montículos laminados, espessos com uma coloração variada, organizados em filas (Fig. 4-a); 2) esteiras gelatinosas que exibem fendas poligonais prismáticas e, como o próprio nome indica, uma consistência gelatinosa, pouco consolidada e homogênea (Fig. 4-b); 3) esteiras do tipo filme que apresentam sedimentos litificados com incrustações cristalinas exibindo uma coloração em forma de manchas de cor violeta e verde (Fig. 4- c); 4) esteiras poligonais com fendas de contração e laminações que variam de cor e espessura (Fig. 4- d); 5) esteiras lisas caracterizadas por laminações distintas de espessura variável (Fig. 4-e); 6) esteiras do tipo pustular que originam pequenos montes com uma coloração verde intensa, podendo aparecer sobrepostas às esteiras lisas e poligonais (Fig. 4-f); e por último, 7) esteiras do tipo tufada que apresentam impressões de talos que se organizam em pequenos tufo (Fig. 4-g).

Além das comunidades de bactérias presentes nas esteiras microbianas, outras comunidades de seres vivos podem coexistir, tais como os hidrozoários.

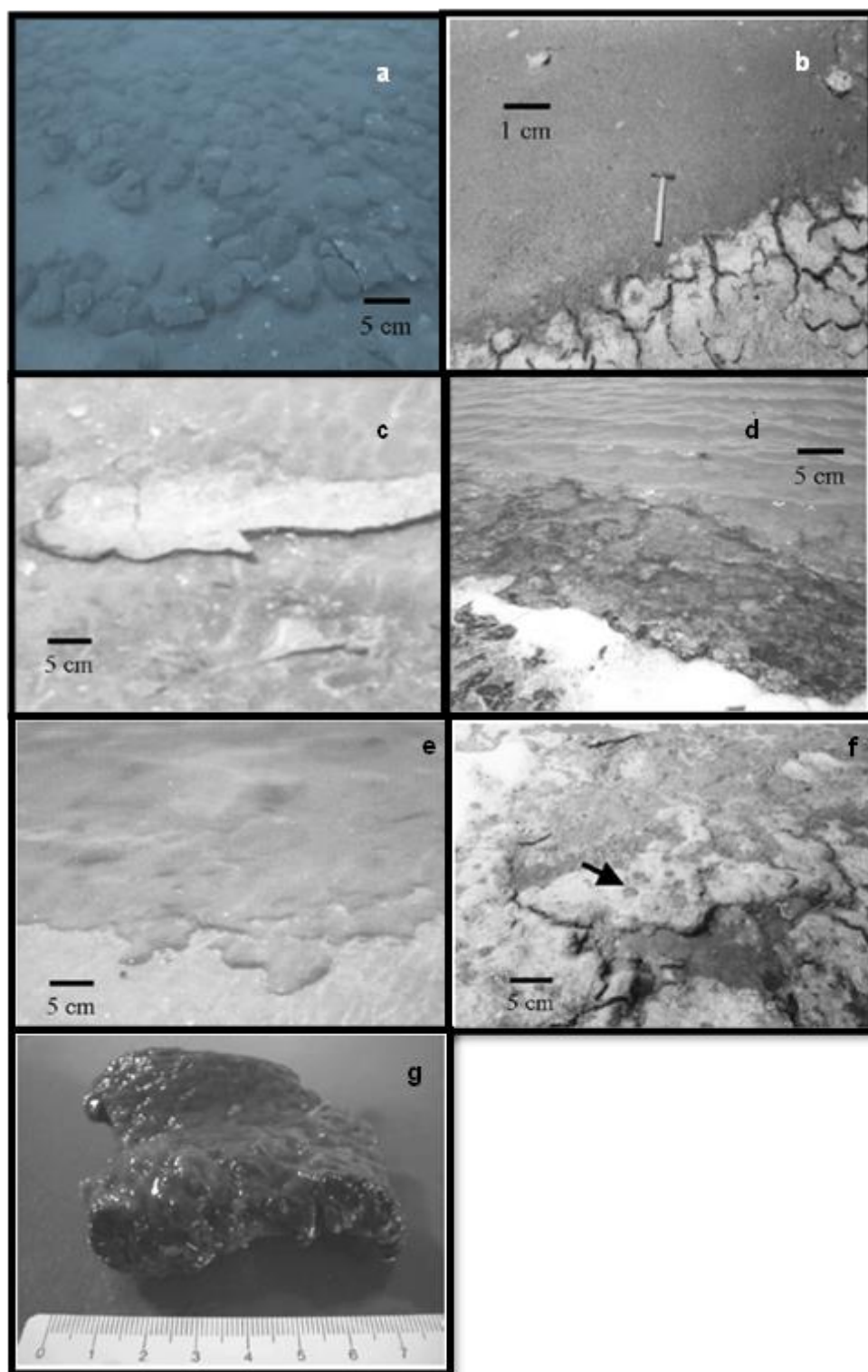


Fig. 4 – Diferentes tipos de esteiras. A: esteira microbiana coloforme; b: esteira microbiana gelatinosa; c: esteira microbiana em filme; d: esteira microbiana poligonal; e: esteira microbiana lisa; f: esteira microbiana pustular; g: esteira microbiana tufada (Damazio *et al.*, 2005).



## 2.2. Hidrozoários

Os hidrozoários pertencem ao filo *Cnidaria* (do grego *knide* = irritante, urticante), classe *Hydrozoa*. A origem do nome cnidários está relacionada com a sua “arma de defesa”, os chamados cnidócitos (Pires *et al.*, 2007). Apresentam uma grande diversidade de espécies, desde hidras de água doce a medusas, conhecidas por águas-vivas. Estima-se que exista cerca de 11 mil espécies de cnidários, das quais 3200 pertencem à Classe *Hydrozoa* sendo, por isso, considerados dos seres mais bem-sucedidos do planeta (Brusca e Brusca, 2003). Os mais antigos fósseis destes animais apresentam uma idade de 700 milhões de anos (Hickman *et al.*, 2001). O seu habitat é em meio aquático, na sua maioria de água salgada, embora também apareçam em água doce, onde se incluem as hidras e algumas medusas (Matthes, 1952).

A morfologia interna destes animais é bastante simples, visto não possuírem sistemas de órgãos, mas sim tecidos especializados (células epitélio-musculares, mioepiteliais-glandulares, sensoriais, nervosas, intersticiais e urticantes). Cada tipo de célula é responsável por diferentes e variadas funções. As células epitélio-musculares têm como função a proteção e a contração das paredes do corpo; as células mioepiteliais-glandulares têm a função de contração, movimentação e ainda funcionam como secretoras de muco para o exterior; as células sensoriais são responsáveis pela captura de informações do exterior; as células nervosas têm função de equilíbrio; as células intersticiais têm como características a diferenciação em outras células, incluindo as células germinativas; e, por último, as células urticantes ou também designados por cnidócitos que têm como função a defesa e captura de alimento (Brusca e Brusca, 2003).

Os cnidócitos (Fig. 5), característicos dos Cnidários, incluindo os Hidrozoários, são células modificadas que promovem a defesa do animal e contribuem para a captura dos alimentos. Estas estruturas são produzidas dentro de células designadas por cnidoblastos que se diferenciaram das células intersticiais presentes na epiderme. Apresentam uma forma de cápsula, que termina numa região pontiaguda muito sensível denominada de cnidocílio, onde existe um vacúolo que contém um líquido tóxico e um filamento urticante. O filamento urticante é libertado aquando do toque no cnidocílio por outros organismos, acabando por se fixar neles através de uma série de espinhos, e permitindo a injeção do líquido urticante (Brusca e Brusca, 2003). Este líquido possui um veneno que pode levar a danos tóxicos e alérgicos, tais

como a formação de edemas, necroses, não funcionamento do tecido nervoso, hepático, renal e afetar o miocárdio e, em casos mais graves, a morte (Queiroz e Caldas, 2011).

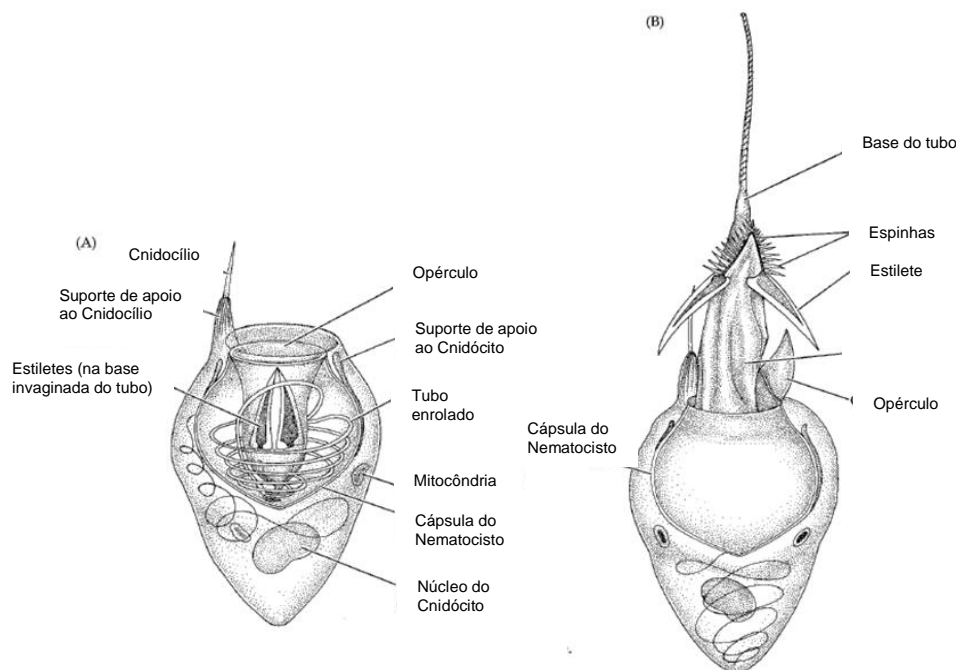


Fig. 5 – Esquema de um cnidócito; (A) cnidócito antes de sair do cnidoblasto (B) cnidócito após ter saído do cnidoblasto (adaptado de Brusca e Brusca, 2003).

No que diz respeito à alimentação e digestão, os hidrozoários são maioritariamente carnívoros e utilizam os tentáculos para capturar o alimento e em seguida levam-no até à região da boca para a sua ingestão. Apresentam um sistema digestivo incompleto e uma digestão extracelular uma vez que o alimento ao chegar à cavidade gastrovascular é atacado por enzimas que facilitam a digestão. Dependendo das necessidades, os produtos da digestão, como por exemplo, polipéptidos, gorduras e hidratos de carbono, são levados para as células alvo, sendo essenciais as células epitélio-musculares. Quando terminada a digestão os resíduos não digeridos são expelidos pela boca.

No que diz respeito à classe Hydrozoa, a sua diversidade encontra-se marcada por um aspeto fundamental no seu estilo de vida, isto é, a alternância de gerações que ocorre na maioria dos géneros (pólipos bentónicos normalmente assexuados alternam com medusas planctónicas sexuais), embora uma ou a outra geração possa não existir (Brusca e Brusca, 2003).



### 2.2.1. Forma polipóide

Os hidrozoários com forma polipóide, usualmente designados por pólipos (Fig. 6-A), apresentam um corpo tubular ou em forma de saco fixo a um substrato, através de um estolho em forma de raiz, designada de hidrorriza. Destas surgem caules que se chamam hidrocaules. Estes, por sua vez, têm uma camada protetora revestida de quitina. Necessitam de um substrato para se fixarem com a extremidade oposta à boca sendo, normalmente, o fundo do mar ou rio (Hickman *et al.*, 2001). A boca encontra-se rodeada por tentáculos, que correspondem a prolongamentos digitiformes (ocos ou maciços) com função de preensão das presas (Matthes, 1952).

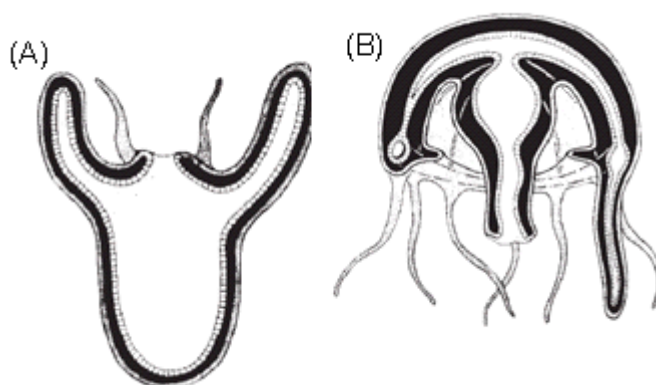


Fig. 6 – Esquema de um pólipo (A) e de uma medusa (B) (Brusca e Brusca, 2003).

Os pólipos podem viver em colónias ou solitários. Nas colónias cada indivíduo é responsável por uma função, como por exemplo, a reprodução, alimentação ou a defesa. A forma polipóide mais conhecida corresponde às hidras (Hickman *et al.*, 2001).

Os pólipos reproduzem-se por reprodução assexuada através de gemiparidade ou brotamento, onde se formam pequenos brotos que se diferenciam em novos indivíduos. Se o pólipo for colonial este não se separa permanecendo ligado à colónia (Hickman *et al.*, 2001).

### 2.2.2. Forma medusóide

Relativamente às medusas (Fig. 6-B), estas apresentam uma forma de vida livre podendo deslocar-se na água. A forma medusóide ocorre em todas as classes do filo Cnidaria com exceção da classe *Anthozoa*. São constituídas por uma campânula, que ao contrair promove o movimento, e por tentáculos que surgem na borda da campânula. Na parte central do lado côncavo surge a boca. Apresentam simetria radial, onde a sua campânula pode ser dividida em quatro ligadas por um ponto central (Hickman *et al.*, 2001).

Existem várias diferenças entre as formas polipóides e medusóides sendo que a mesogleia apenas surge nas formas medusóides. A mesogleia funciona como uma capa que se encontra entre a epiderme e a gastroderme e confere aos indivíduos uma consistência gelatinosa, funcionando como um esqueleto elástico. Esta consistência permite resistir a grandes tensões mecânicas conferindo maior flexibilidade, encontrando-se tanto na campânula como nos tentáculos (Hickman *et al.*, 2001). Esta característica permite que os hidrozoários com forma medusóide consigam adaptar-se facilmente a diferentes condições do meio aquático (Brusca e Brusca, 2003).

As medusas reproduzem-se através de reprodução sexuada, em que cada indivíduo consegue produzir gâmetas nas células intersticiais, ou seja, os indivíduos masculinos produzem espermatozoides flagelados e os indivíduos femininos produzem óvulos (Brusca e Brusca, 2003).

### 2.2.3. Ciclo de vida

Como referido anteriormente, os hidrozoários reproduzem-se sexuada e assexuadamente. A figura 7 ilustra o ciclo de vida de uma espécie de hidrozoários, *Obelia*, onde se verifica a alternância entre os dois tipos de reprodução. Quando os gâmetas atingem a maturação, a epiderme do testículo rebenta e os espermatozoides deslocam-se até ao óvulo que, quando maduro, rompe a epiderme ficando exposto. Com encontro dos dois gâmetas dá-se a fecundação, formando o zigoto que vai sofrer divisões mitóticas sucessivas até à forma de plânula. A plânula, por sua vez, vai fixar-se ao substrato continuando o seu desenvolvimento, originando pólipos. Estes novos indivíduos vão originar novas colónias e novas medusas (Hickman *et al.*, 2001).

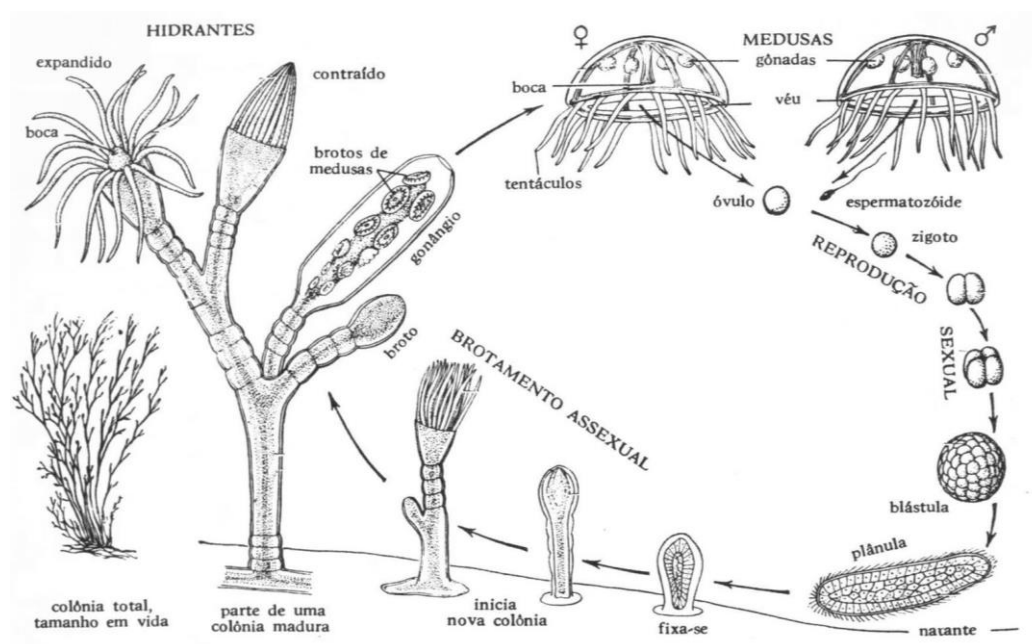
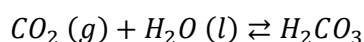


Fig. 7 - Exemplo do ciclo de vida de *Obelia* onde existe a fase de pólio e a fase de medusa (reprodução assexuada e sexuada, respetivamente) (in: <http://cfb7cmpa.blogspot.pt/2011/06/reproducao-e-nutricao-dos-cnidarios.html>).

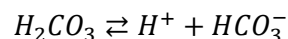
### 2.3. Precipitação dos carbonatos

Segundo Mitterer e Cunningham (1985), existem alguns tipos de matéria orgânica que inibe a precipitação de carbonatos, enquanto a MO rica em ácidos aspárticos favorece essa precipitação. A precipitação *in situ* de minerais, designado por litificação, ocorre durante a deposição e soterramento dos sedimentos, originando estruturas sedimentares de origem biológica (Dupraz *et al.*, 2009).

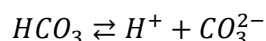
O processo de precipitação dos carbonatos em esteiras microbianas ocorre devido a um aumento da alcalinidade, da supersaturação de micro-domínios da matriz de EPS (Substância Polimérica Extracelular) e pela formação de uma matriz exopolimérica de gel com calcite. Quando as reações ocorrem na matriz de EPS, os grupos hidroxilo, amino, sulfato e sulfidrílo vão reagir com a calcite formando locais de nucleação do carbonato (Dupraz *et al.*, 2009). A precipitação dos carbonatos é controlada pelo pH e pela quantidade de dióxido de carbono dissolvido na água (Nichols, 2009). Para a realização do processo é fundamental que ocorram as seguintes reações em simultâneo com a formação de carbonatos. A primeira reação acontece quando o dióxido de carbono atmosférico se combina com a água e forma ácido carbónico (Prothero e Schwab, 2013).



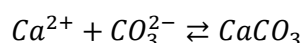
Na segunda reação, o ácido carbónico produzido na anterior reação, dissocia-se e dá origem a um catião de hidrogénio e aniões de bicarbonato.



A terceira reação acontece quando o bicarbonato produzido se dissocia em um catião de hidrogénio e um anião de carbonato.

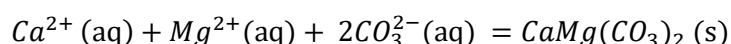


E, por último, a quarta reação ocorre quando um ião de cálcio se junta ao anião de carbonato originando carbonato de cálcio sólido, podendo ser aragonite ou calcite.

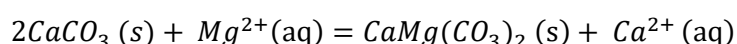


Existem três tipos de sequências para o desenvolvimento das esteiras microbianas onde é possível identificar diferenças na estrutura e na composição das comunidades microbianas. O primeiro tipo apresenta cianobactérias filamentosas que surgem formando uma rede de filamentos que envolvem os grãos de areia ou os carbonatos. O segundo tipo apresenta diversos microrganismos heterotróficos e aeróbicos, uma fina camada de micrite e a superfície superior foi composta principalmente por grandes quantidades de filamentos de cianobactérias e EPS. Na matriz da EPS surgem agregados esféricos carbonáticos. O terceiro tipo apresenta uma abundância de população microbiana, estando presente as cianobactérias endolíticas e a formação de espessas camadas de grãos de carbonato de cálcio litificados (Reid *et al.*, 2000).

A ocorrência de dolomite nos sedimentos pode ser devida ao processo de dolomitização que consiste na substituição rápida do precipitado inicial dos carbonatos de cálcio pela dolomite, contudo a dolomite pode surgir de forma primária através da precipitação direta em ambiente natural. A seguinte reação ilustra a precipitação direta, a partir da solução aquosa, sendo necessárias temperaturas acima das normais (Prothero e Schwab, 2013).



Relativamente a reação posterior refere-se a dolomite por substituição. Requer a adição de Mg ao sistema e a remoção do Ca do sistema (Boggs, 2006; Prothero e Schwab, 2013).



O processo de dolomitização ocorre em vários ambientes, mas, em todos eles, são necessárias condições físico-químicas que produzam salmouras com uma razão Mg/Ca maior do que 8 (Fig. 8), bem acima do valor de 5,4 da água do mar. As salmouras resultam da

saturação/evaporação da água do mar, até que os minerais ricos em cálcio e pobres em magnésio se geram sob a forma de sulfatos de cálcio, tal como o gesso e a anidrite. É esta remoção preferencial do Ca que faz enriquecer o fluido remanescente em magnésio e aumentar a razão Mg/Ca, sendo este o principal agente da dolomitização. Deste modo, a dolomite está por norma associada a evaporitos.

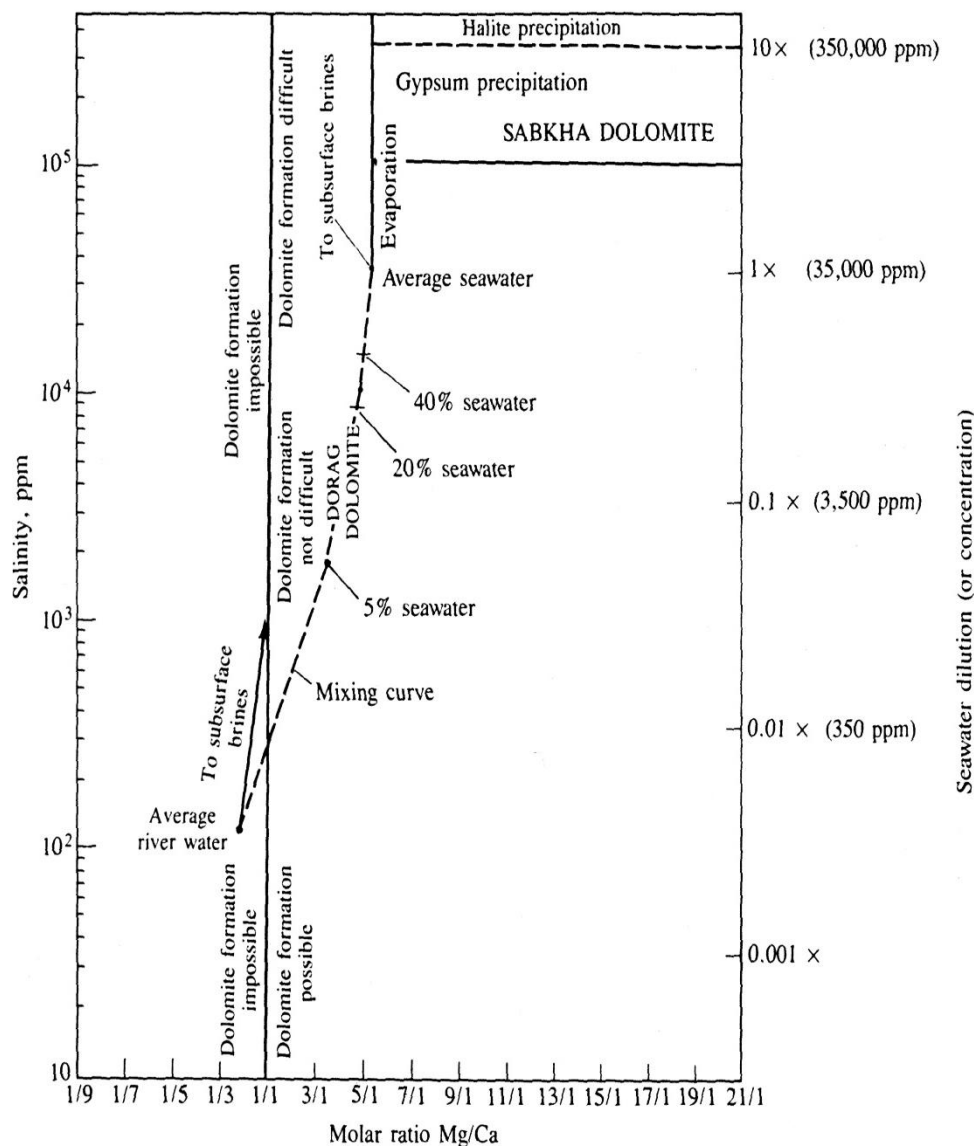


Fig. 8 – Relação entre a salinidade, a razão Mg/Ca e a origem da dolomite, baseada em observações de campo e experiências laboratoriais (Blatt 1992).



## **Capítulo III – Materiais e Métodos**





### 3. Materiais e Métodos

#### 3.1. Amostras

As amostras seleccionadas para este estudo foram recolhidas na Lagoa Vermelha (Fig. 9), situada no Estado do Rio de Janeiro (Brasil), entre a latitude 22° 55' 39" e 22° 56' 06" S e longitude 42° 21' 29" e 42° 24' 13" W.

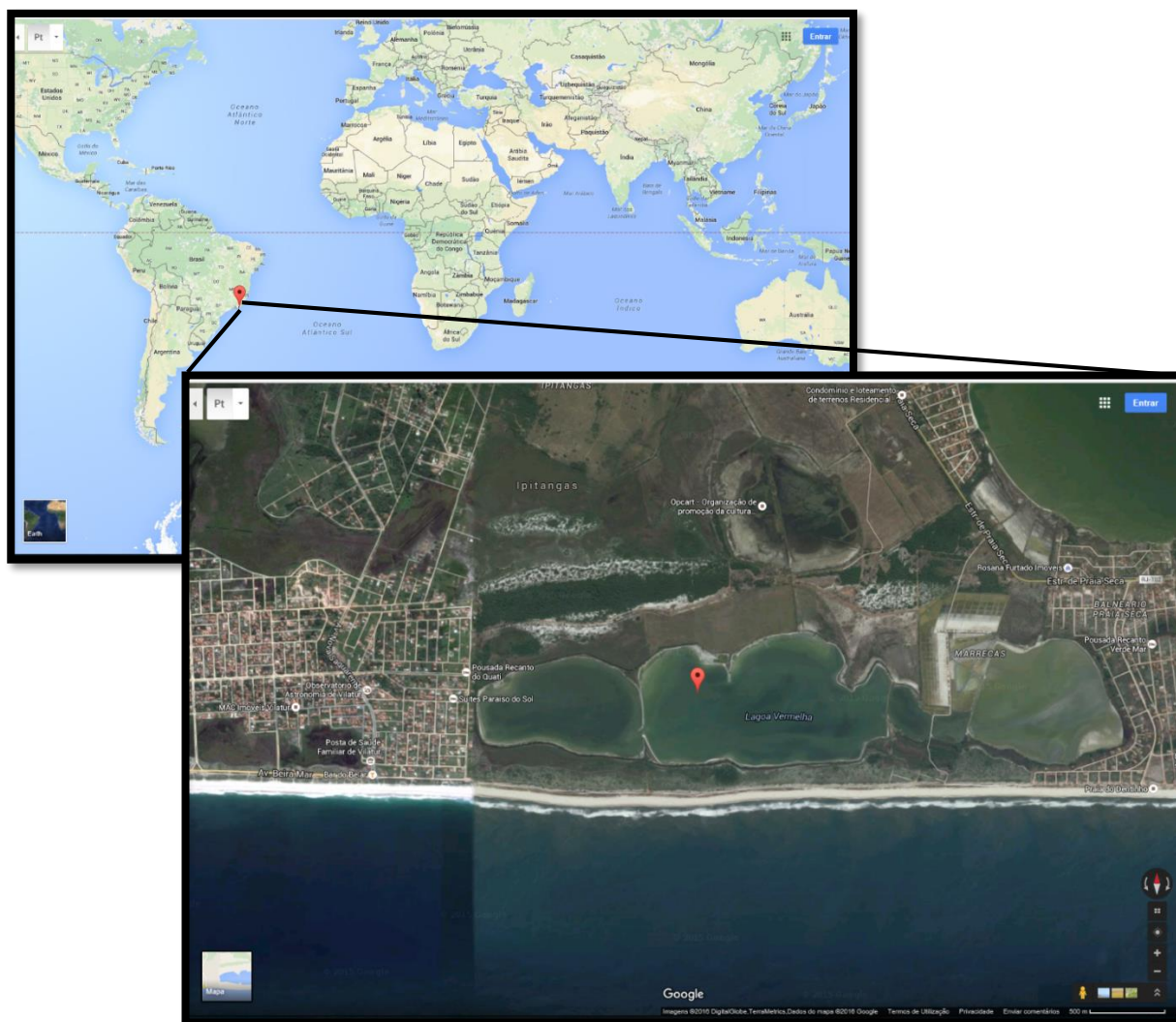


Fig. 9 – Localização da Lagoa Vermelha, Rio de Janeiro, Brasil (Google Earth).

A Lagoa Vermelha é uma lagoa costeira holocénica, com aproximadamente  $4500 \pm 130$  anos, que se formou durante as duas últimas elevações do nível da água (Coe Neto, 1984; Turcq *et al.*, 1999). Apresenta um comprimento de 4,5 quilómetros, com uma largura que varia entre os 250 a 850 metros e uma profundidade entre os 0,2 a 1,7 metros. Esta lagoa não possui drenagem superficial nem é alimentada por rios. O seu volume de água depende das condições meteorológicas, ou seja, da precipitação, evaporação e da entrada da água subterrânea oceânica e/ou continental, sofrendo, por vezes, oscilações abruptas de volume

(Van Lith *et al.*, 2002; Silva e Silva *et al.*, 2004). A lagoa é constituída por esteiras microbianas, laminosas e gelatinosas, de 2 a 8 centímetros de profundidade (Santelli, 1988). O sedimento é rico em carbonatos, sendo formado quase na sua totalidade por camadas laminadas de regiões cinza claras, que contêm minerais carbonatados, e camadas escuras de matéria orgânica intercalados com acumulação de conchas de bivalves e gastrópodes (Santelli, 1988). Outro fator de grande destaque é a formação de dolomite diagenética em camadas superficiais dos sedimentos (Burns *et al.*, 2000; Van Lith *et al.*, 2003). O nome Lagoa Vermelha deriva do aspeto vermelho que os sedimentos adquirem durante o período seco como consequência da elevada evaporação (Santelli, 1988, Silva e Silva e Carvalho, 2005).

Foram seleccionadas 9 placas (Fig. 10 – 2) carbonatadas (placas A, B, C, D, E, F, G, H e I) e uma esteira microbiana (Fig. 10 - 1). A esteira encontra-se dividida em três partes que correspondem à base (esteira B), ao meio (esteira M) e ao topo (esteira T). As amostras foram recolhidas em fevereiro de 2015, notando que era verão, embora muito húmido. As placas ainda foram recolhidas submersas, enquanto a esteira encontrava-se fora de água, devido à evaporação. Os parâmetros físico-químicos obtidos, nas placas e na esteira, aquando da recolha foram os seguintes: a temperatura dos sedimentos 35°C e na água 42°C, pH 8,6 e salinidade 100%. Ainda de referir que na esteira, devido ao local onde se encontrava não existir água, estes parâmetros não foram medidos no ponto exato, com a exceção da temperatura dos sedimentos.

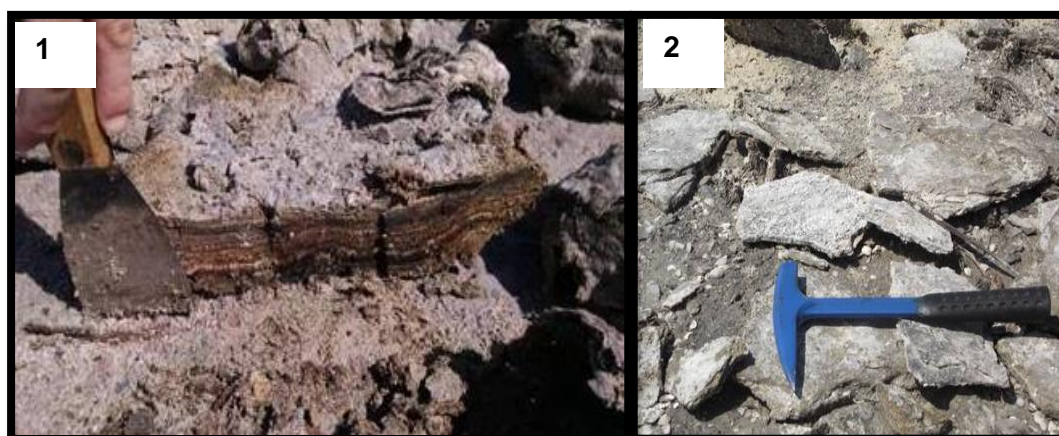


Fig. 10 – 1 – Amostra da Esteira (E7); 2 – Aspeto das placas amostradas na Lagoa Vermelha (Gomes, 2016).

## 3.2. Preparação das amostras para a observação microscópica

### 3.2.1. Preparação das lâminas organopalinológicas

A preparação das lâminas organopalinológicas, a seguir descrita, segue o procedimento padrão não-oxidativo proposto por Mendonça Filho *et al.* (2010, 2012) e Tyson (1995).

O tratamento e posterior montagem das lâminas palinológicas inicia-se com a lavagem das amostras utilizando solventes orgânicos como *n*-hexano, diclorometano e metanol para a extração de contaminação que pode ocorrer e o excesso de EPS (Substância Polimérica Extracelular). Após a limpeza segue-se o procedimento padrão não-oxidativo para o isolamento da fração particulada da matéria orgânica.

O primeiro passo tem como objetivo a remoção dos carbonatos através do ácido clorídrico (HCl) a 37%, durante 18 horas, seguindo-se a remoção dos silicatos recorrendo a ácido fluorídrico (HF) a 40%, durante 24 horas, e ainda a eliminação dos fluossilicatos, resultantes dos processos anteriores, com ácido clorídrico (HCl) a 37% durante 3 horas. Faz-se notar que entre cada passo as amostras foram lavadas com água filtrada, decantando-se o excesso de água através de um peneiro de malha de poliéster entre os 10µm e os 20µm, até que a água resultante apresente um valor de pH, aproximadamente, neutro.

Terminando os passos acima referidos, os resíduos resultantes são colocados em tubos de centrifuga devidamente identificados. Cada tubo leva um volume de 50 mL que através de centrifugação, durante 3 minutos a uma velocidade de 1500 rpm, que permite a libertação do excesso de água. Para a obtenção da fração orgânica completou-se o tubo (50 mL) com cloreto de zinco (ZnCl<sub>2</sub>), com uma densidade de 1,9 e 2 g/cm<sup>3</sup>, deixando em repouso durante 12 horas.

Posteriormente o sobrenadante é transferido para outro tubo, adicionando-se 3 gotas de HCl a 10%, tendo como objetivo eliminar o ZnCl<sub>2</sub> que ficou incorporado na fração orgânica. Este processo termina completando o tubo com 50 mL de água destilada. Centrifuga-se novamente durante 3 minutos a uma velocidade de 1500 rpm, libertando o excesso de água. Este último passo repete-se até que a amostra apresente um pH próximo de 7. Estando totalmente neutralizada, a fração orgânica é transferida para um frasco de vidro com tampa, devidamente identificado, seguindo a montagem das lâminas palinológicas.

Para cada lâmina utiliza-se duas lamelas, uma com a fração orgânica não peneirada e outra com a fração orgânica peneirada com uma malha poliéster de 10µm. As lamelas são colocadas sobre uma placa de aquecimento a 50°C, dispondo em cada lamela a respetiva fração orgânica juntamente com 2 gotas de goma acácia e algumas gotas de água destilada para dispersar o material pela lamela. Depois de secas as duas lamelas são coladas, através de resina à base de xileno (*Entellan-Merck*), à lâmina devidamente identificada.

### 3.2.2. Preparação de superfícies polidas

A metodologia de preparação de superfícies polidas corresponde a uma adaptação do método descrito na norma ASTM D2797-11. Na amostra da esteira foram preparados dois tipos de superfícies polidas, uma em fragmentos da rocha total e uma da esteira tal e qual à sua forma quando recolhida. Das placas foram preparadas amostras de fragmentos de rocha total e de bloco de rocha perpendicular à laminação observada na amostra de mão.

Para as amostras particuladas, após a moagem das amostras, as mesmas são colocadas em moldes devidamente identificados. Posteriormente prepara-se, uma solução de resina epóxi (*Epofix*) com endurecedor (*Epofix hardener*), na porção de 25 gramas de resina para 3 gramas de endurecedor, mexendo até homogeneizar a solução. Envolva-se a amostra com a solução recorrendo a uma vareta de vidro (Fig. 11-1). Terminadas todas as amostras, completa-se os moldes com o sobranço da solução preparada. Por fim, deixa-se secar as amostras durante 24 horas, aproximadamente (Fig. 11-2).

Após a secagem, o passo seguinte é desenformar e gravar o respetivo nome na própria amostra (Fig. 11-3).

Inicia-se o pré-polimento que consiste em desgastar a amostra através de quatro passos sucessivos, sendo para isso utilizadas quatro lixas de diferentes granulometrias (240, 500, 1200 e 4000 mesh). Este processo inicia-se com a lixa de 240 mesh, a que oferece maior resistência, a uma rotação de 300rpm, e usando água como lubrificante (Fig. 11-4). Repete-se o processo para as restantes lixas.

De seguida passa-se ao polimento (Fig. 11-5). O polimento é realizado para retirar os pequenos riscos que a superfície da amostra ainda possa conter. Para tal são utilizados panos de polimento (*texmet* e *mastertex*) e abrasivos, uma suspensão de sílica de 0,3 $\mu$ m e uma suspensão de sílica de 0,05 $\mu$ m (*texmet* com sílica de 0,3 $\mu$ m e *mastertex* com sílica de 0,05 $\mu$ m), usando água como lubrificante.

No final para retirar os vestígios de abrasivos que podem ficar na superfície polida da amostra, limpa-se com água corrente e ar comprimido. Por último, colocaram-se as amostras no exsiccador para reduzir a humidade na superfície de observação (Fig. 11-6).



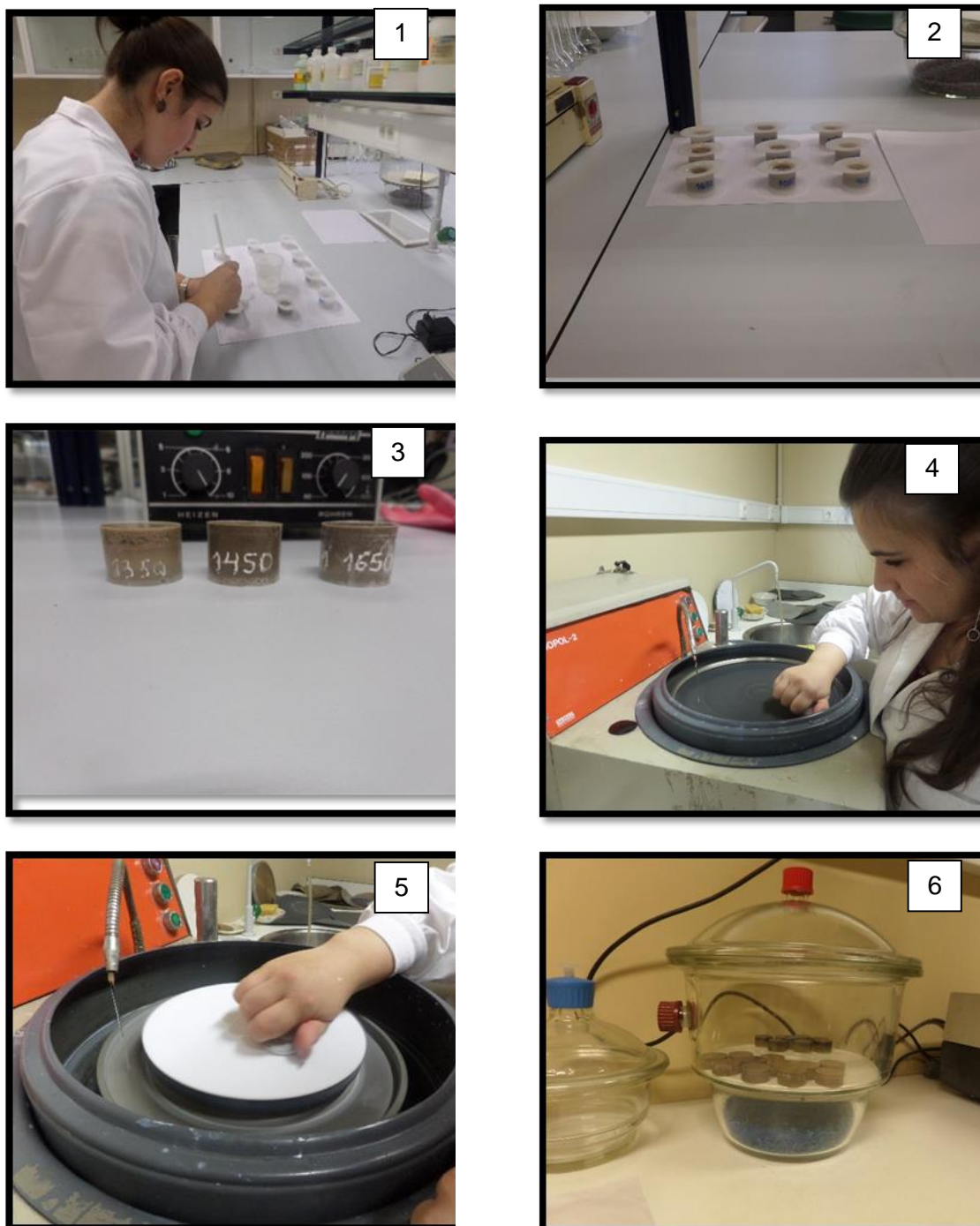


Fig. 11 – Preparação de superfícies polidas. 1 – Homogeneização da amostra com a solução nos moldes; 2 – Secagem das amostras; 3 – Desenformar e identificação das amostras; 4 – Pré-polimento; 5 – Polimento; 6 – Conclusão da preparação das superfícies polidas, colocando-as no exsiccador.

### **3.2.3. Preparação das lâminas delgadas**

A preparação das lâminas delgadas consiste na preparação laboratorial da amostra de mão para a observação/identificação da fração mineral presente nesta. Para este trabalho foram preparadas várias lâminas da placa carbonatada H, em diversos cortes, e ainda uma lâmina da esteira.

Para a preparação da lâmina, foi necessário cortar a amostra, designando-se de esquirola, com aproximadamente as dimensões da lâmina de vidro. Cola-se a esquirola à lâmina de vidro e coloca-se na estufa a uma temperatura de 60°C durante 2 horas. Corta-se a esquirola até apresentar a espessura de cerca de 0,03mm. Após a obtenção da espessura ideal para a sua observação, lava-se e seca-se a amostra, aplica-se um spray plastificante para proteção e coloca-se a lâmina na estufa durante 10 minutos (Brilha e Henriques, 2000; Favas e Gomes, 2000).

Em relação a amostra da esteira foram necessários outros cuidados em relação ao material, devido a sua constituição microbiana.

## **3.3. Petrografia orgânica**

### **3.3.1. Luz transmitida e luz azul incidente – Palinofácies**

A análise de palinofácies foi realizada no microscópio Leica DM2500P equipado com luz branca transmitida e luz azul incidente (fluorescência) e o programa *Diskus* que permite a recolha de imagens. Foi usada a ocular de 10x e as objetivas de 10x, 20x e 40x.

As lâminas organopalinológicas permitem que, através da observação direta, seja possível observar a fração orgânica presente em rochas sedimentares, permitindo a identificação dos grupos de matéria orgânica particulada, bem como a sua quantificação e avaliação do estado de preservação, permitindo deste modo a determinação as suas percentagens relativas. A classificação da matéria orgânica particulada segue o proposto por Mendonça Filho *et al.* (2011, 2012, 2014, 2016) e Tyson (1995) e pode ser consultada nas tabelas 1, 2 e 3. Além dos grupos propostos pelos referidos autores, foram, também, identificadas partículas de Hidrozoários.

O grupo Amorfa encontra-se dividido em três subgrupos, “MOA” (Matéria Orgânica Amorfa), Resina e Produtos amorfos. O subgrupo “MOA” consiste em partículas sem estrutura, incluindo a matéria orgânica amorfa derivada de fitoplâncton ou de material bacteriano; o subgrupo de resinas é constituído por partículas naturais provenientes de

plantas superiores; e o subgrupo Produtos amorfo encontra-se dividido em produtos de tecidos da diagénese das macrófitas, esteiras microbianas e produtos de bactérias (EPS) (Mendonça Filho *et al.*, 2014).

Tabela 1 – Classificação detalhada dos componentes palinológicos individuais para o Grupo da Amorfa proposta Tyson (1995), Vincent (1995), Mendonça Filho (1999) e Mendonça Filho *et al.* (2002, 2010, 2011 2012, 2014).

Subgrupo		Descrição
<b>"MOA"</b> Matéria orgânica amorfa derivada de fitoplâncton ou material bacteriano – derivada do retrabalhamento microbiológico.		Material não estruturado, sem morfologia ou forma; cor: amarela-laranja-vermelha; laranja-castanha, cinzenta; frequentemente apresentam inclusões de pirite e palinomorfos. Podem exibir ou não cor de fluorescência.
<b>Resina</b>		Partícula não estruturada (fragmentos vítreos), hialina, usualmente arredondada, homogênea, com forte fluorescência.
<b>Produtos amorfos</b>	<b>Produtos de tecidos de macrófitas</b> (Pseudoamorfos/"Amorfos")	Contornos difusos; pode apresentar cor castanha clara, castanha e castanha escura; começa a mostrar algumas características de MOA, mas homogênea (fraca fluorescência), não tem pirite, nem inclusões: pode exibir fluorescência.
	<b>Esteiras Microbianas</b>	Em luz branca refletida corresponde essencialmente ao maceral Lamalinite. Material amorfo não estruturado, intensamente fluorescente e de origem bacteriana. Pode ser fina, pelicular, com impressões de crateras pela dissolução de carbonatos da matriz mineral no processo de isolamento por maceração ácida. Pode apresentar-se sob forma de placas densas, compactas, com contornos angulares.
	<b>Produto de bactérias</b> Substância bacteriana extracelular polimérica (EPS)	Bainha de mucilagem. Contornos difusos, fina, pode apresentar cor: amarelo pálido, amarelo, laranja e cinzento. Não tem inclusões nem pirite inclusa. Pode exibir fluorescência intensa.

O grupo dos Fitoclastos são partículas de plantas superiores, derivando da degradação dos tecidos lenhosos, o xilema, ou de hifas de fungos, do tamanho da argila ou da areia fina. Estes podem ser não opacos ou opacos. Os não opacos apresentam uma cor translúcida caracterizada pela morfologia, presença ou ausência de elementos estruturais que os identifiquem, como por exemplo: uma cutícula, membrana, os tecidos bioestruturados e não bioestruturados e as hifas de fungos. Relativamente aos opacos são caracterizados pela cor negra, pela sua forma definida, ou seja, equidimensionais, alongados ou corroídos (Mendonça Filho *et al.*, 2014).

O grupo dos Palinomorfos é constituído por organismos com parede orgânica resistente ao ácido clorídrico (HCl) e ácido fluorídrico (HF), podendo ser unicelular, multicelular ou colonial. Este grupo é subdividido consoante a morfologia em esporomorfos, microplâncton de água doce, microplâncton marinho, zoomorfos e zooclastos (Mendonça Filho *et al.*, 2014).

Tabela 2 – Classificação detalhada dos componentes palinológicos individuais para o Grupo dos Fitoclastos proposta Tyson (1995), Vincent (1995), Mendonça Filho (1999) e Mendonça Filho *et al.* (2002, 2010, 2011, 2012, 2014).

SUBGRUPOS		DESCRIÇÃO	
Derivado de Vegetais Superiores Terrestres ou Fungos	Opaco	<b>Equidimensional</b> Razão comprimento: altura <2	Partícula de cor preta ou opaca mesmo nos bordos da partícula; de forma quadrática; contornos regulares; normalmente sem bioestrutura interna.
		<b>Alongado</b> Razão comprimento: altura > 2	Partícula de cor preta ou opaca mesmo nos bordos da partícula; contornos regulares
		<b>Corroído</b>	Partícula de cor preta ou opaca; contornos mais difusos; irregulares.
	Não opaco		<b>Hifas de Fungo</b> Fragmentos de Hifas; cor castanha; filamentos individuais do micélio da fase vegetativa do fungo (superior) eumycote.
		<b>Não degradado</b> contorno nítido (pode ser irregular). Pode ser lascado.	<b>Não bioestruturado</b> Não tem bioestrutura; translúcido, geralmente de cor castanha; forma equidimensional ou alongada.
		ou <b>Degradado</b> contorno irregular e difuso ou <b>Pseudomorfo/ "Amorfo"</b> contorno difuso pode apresentar cor castanha clara, castanha e castanha escura. Começa a apresentar características de MOA, mas com aparência homogênea; sem pirite; sem inclusões. Pode exibir fluorescência.	<b>Bioestruturado</b> Geralmente de cor castanha; forma alongada a equidimensional; estrutura interna claramente visível.  <b>Estriado:</b> mostram lineações (lineações regulares fibrosas). <b>Listrado:</b> listras irregulares ou desiguais (podem ser espessas). <b>Bandado:</b> com espessamento lateral paralelo igual e regular. <b>Perfurado:</b> apresentam perfurações.
		ou <b>Em decomposição (gelificado) "Altamente preservado"</b> Contorno irregular em luz branca transmitida, exibe cor de fluorescência. As características indicam elevado grau de preservação química, devido a condições específicas.	<b>Cutícula</b> Tecido da epiderme de plantas superiores. Partícula com cor amarelo pálido-verde, amarelo, avermelhado-amarelo. Contornos celulares regulares; tipo folhas; e em alguns casos estomas visíveis. Ocasionalmente, podem ocorrer tecidos cuticulares mais espessos, neste caso, a cutícula está associada às camadas mais internas do vegetal, como córtex ou epiderme.
			<b>Membrana</b> Partículas de cor amarelo-pálido; fina; tipo folha; irregular. Sem estrutura celular.
	<b>Esclerídeos</b>	Geralmente são opacos, mas podem ser translúcidos (castanho escuro). Células de tecido esclerenquimático, com parede secundária espessa e impregnadas de lignina. Encontradas em diferentes partes do vegetal (raiz, caule, folha) e têm a função de sustentação e resistência. Os esclerídeos podem ocorrer total ou parcialmente carbonizadas por processos de combustão e/ou oxidação, podendo ser classificados como componentes opacos (pretos) ou não opacos.	



Tabela 3 – Classificação detalhada dos componentes palinológicos individuais para o Grupo dos Palinomorfos proposta Tyson (1995), Vincent (1995), Mendonça Filho (1999) e Mendonça Filho *et al.* (2002, 2010, 2011, 2012, 2014, 2016).

Subgrupo				Descrição
Esporomorfo	Esporos	Palinomorfos terrestres produzidos por Pteridófitas, Briófitas e Fungos.		Apresentam forma triangular ou circular com trilete (Y) ou monolete (cicatriz). Podem ocorrer como mássulas de água doce ( <i>Azolla</i> ), aglomerados e tétrades. “Primeiros esporos” (Câmbrico): criptóporos (corpos semelhantes a esporos) e esporos embriófito: Ordovício Superior – Recente.
	Grãos de Pólen	Palinomorfos terrestres produzidos por Gimnospérmicas e Angiospérmicas.		Com ornamentação variada, a maioria são circulares ou ovais; pode apresentar abertura. Podem ocorrer como aglomerados ou tétrades. Devónico – Recente.
Microplâncton de água doce	<i>Botryococcus</i>	Algas verdes	Chlorophyta (Chlorococcales)	Colónias globulares irregulares; tamanho 30 a 2000 µm, algumas vezes com vários lóbulos (couve-flor em miniatura); Ordovício - Recente.
	<i>Pediastrum</i>			Colónia de algas verdes (cenóbia). Colónias arredondadas com diâmetro de 30 - 200 µm. Com forma poligonal as células têm uma disposição concêntrica; as células apresentam contorno denteado. Jurássico (?) - Recente.
	<i>Scenedesmus</i>		Género de algas verdes (cenóbia) com 4, 8 ou 16 células dispostas em linha e imóveis. Podem apresentar diferentes formas	
	Zignematacea	Alga verde (?) Alga verde-azul (?)	Chlorophyta (Zignematales)	Algas verdes hidro-terrestres, filamentosas ou unicelulares, não ramificadas que produzem esporos resistentes a ácidos. Filamentos septados com cloroplastos de diversas formas, tais como as <i>Zignema</i> com forma estrelada, a <i>Spirogyra</i> em forma helicoidal e em forma plana a Mougeotia. Apenas os esporos das algas filamentosas são preservados. A maioria das espécies têm esporos com forma constante, sendo alguns polimórficos. Existem quatro tipos de formas primárias (globulares, ovóides, elipsóides e quadrangulares) dos quais são conhecidas diversas variações.
	<i>Gloeocapsomorpha</i>		Chlorophyta Cyanophyta	Organismo colonial. Nas colónias os espaços celulares vazios estão completamente rodeados por espessas multiparedes que não abrem na superfície das colónias. As paredes da camada celular exterior é lisa. <i>G. Prisca</i> é encontrada em ambiente marinho do Ordovício.
Microplâncton marinho	Cistos de Dinoflagelados	Restos de cistos produzidos durante a fase sexual do ciclo de vida do dinoflagelado.		O registo fóssil dos dinocistos é quase totalmente confinada a formas que têm um ciclo de vida meroplantónicas. Existem três morfo-tipos principais: proximal, cavado e corado. De acordo com o seu comportamento nutricional podem ser autotróficos, heterotróficos ou mixotróficos. Triássico – Recente
	Prasinófitas	Microfósseis produzidos por pequenas algas quadriflageladas na fase móvel.		Maioritariamente esféricas como as <i>Tasmanites</i> ; diâmetro 50 a 2000 µm. Existem espécies atuais de água doce. Pré-câmbrico – Recente.
	Acritarcas	Cistos fossilizados unicelulares de paredes orgânicas. Não apresentam nenhuma classificação taxonómica formal.		Os acritarcas são um grupo de palinomorfos cujo nome significa “origem incerta”. Acritarca ( <i>akritos</i> = incerto e <i>arche</i> = origem). Organismos de pequena dimensão (5 a 150 µm). Forma simétrica e com ornamentação variada. Apareceram no final do Pré-câmbrico e atingiram o seu auge no Ordovício – Devónico.
Zoomorfos	Palinoforaminífero	São forros derivados de certos foraminíferos bentónicos marinhos.		Apresentam tipicamente, em luz branca transmitida (LBT), cor amarela a castanho-escuro, contudo as suas câmaras externas são mais finas e translúcidas. Apresentam fluorescência da cor amarela ao laranja escuro. Bons indicadores de condições marinhas.
	Cutículas de ostracodes	Cutícula quitinosa do revestimento das conchas de ostracodes.		A parede de composição orgânica; em LBT apresenta coloração variada; podem apresentar fluorescência.
	Escolecodontes	Elementos da mandíbula de vermes anelídeos poliquetas bentónicos.		São partes bocais calcificadas e de escleroproteína (quitinoso) de vermes anelídeos poliquetas. Ordovício – Recente.
	Quitinozoários	Vesículas em forma de frascos ou pequenas garrafas ocas. Afinidade incerta.		Constituem um grupo extinto de microfósseis (30 a 2000 µm) de parede orgânica encontrados em sedimentos marinhos do Paleozóico. Início do Ordovício – Final do Devónico.
	Hidrozoários	Formas polipóides dos Cnidários <sup>1</sup> .		Pólipos sésseis de exosqueleto orgânico (quitina). Marinho e de água doce.
		Formas coloniais de hidróides <sup>1</sup>		Pólipos coloniais de exosqueleto orgânico (quitina). Marinho e de água doce.
Formas medusóides dos Cnidários (Filo Cnidaria, Classe <i>Hydrozoa</i> , Ordem <i>Hydroida</i> ou Classe <i>Scyphozoa</i> ).		Formas medusóides (medusas). Marinho e água doce.		
Zooclastos	Zooclastos são partículas orgânicas desconhecidas estruturadas, partículas fragmentadas (clastos), com contorno quebrado angular, obviamente não é uma entidade discreta (espinhas fendas, fios, articulações, etc.). Partículas que são identificadas como os fragmentos de zoomorfos não podem ser classificadas como Zooclastos. As variedades mais comuns incluem os detritos de exosqueleto dos artrópodes, o revestimento orgânico de alguns de bivalves e bioclastos.			

<sup>1</sup> Filo Cnidaria, Classe Hydrozoa, Ordem Hydrozoa

O estudo das lâminas palinológicas inicia-se por uma análise de toda a lâmina (fração peneirada), percorrendo-a em movimentos verticais tirando fotografias das partículas orgânica encontrada para uma melhor identificação. A identificação e descrição das amostras foi realizada utilizando a objetiva 20x, através de seções verticais ao longo da lâmina, tendo como objetivo a identificação da MO, recolhendo toda a informação na tabela usada para a contagem (Tabela 4).

Tabela 4 – Tabela das contagens utilizada nas lâminas palinológicas.

Testemunho:		Amostra:		Data:
Fitoclastos	Opacos	Alongados		
		Equidimensionais		
		Corroidos		
	Não Opacos	Bioestruturados	Estriado	Degradado
				Não Degradado
			Listrado	Degradado
				Não Degradado
		Bandado		Degradado
				Não Degradado
Perfurado			Degradado	
			Não Degradado	
Não bioestruturados	Degradado			
	Não Degradado			
Cutículas	Degradado			
	Não Degradado			
Membranas				
Aunofa	Resina			
	EPS			
	MOA	Bacteriana	Fluorescente	
			Não Fluorescente	
		Cutícula	Fluorescente	
			Não Fluorescente	
		Fitoclasto	Fluorescente	
			Não Fluorescente	
		Zooclasto	Fluorescente	
			Não Fluorescente	
	Hidrozoário	Fluorescente		
		Não Fluorescente		
Palmonarfos	Esporomorfos	Esporos		
		Grãos de pólen		
		Indeterminados		
	Microplacten	Água doce	<i>Botryococcus</i>	
			Desmidiaceas	
			Zigósporos	
		Marinhos	Dinocistos	
			Prasinófitas	
		Indeterminado	Acritarcas	
	Zoomorfos			
Zooclastos				
Hidrozoários	Medusas			
	Pólipos			
	Fragmentos			
	Outros			

### 3.3.2. Luz refletida e luz azul incidente

A análise de petrografia orgânica em luz refletida foi realizada num microscópio Leica DM4000 equipado com o programa Diskus-Fossil. Foi usada a ocular de 10x e a objetiva de 50x em imersão em óleo. A análise microscópica baseou-se na visualização de superfícies polidas em luz branca e luz fluorescente, quer em blocos de fragmentos de rocha quer em rocha tal e qual como foi recolhida (Fig. 12), tendo sido feita a descrição das amostras estudadas e fotografados os aspetos mais característicos.

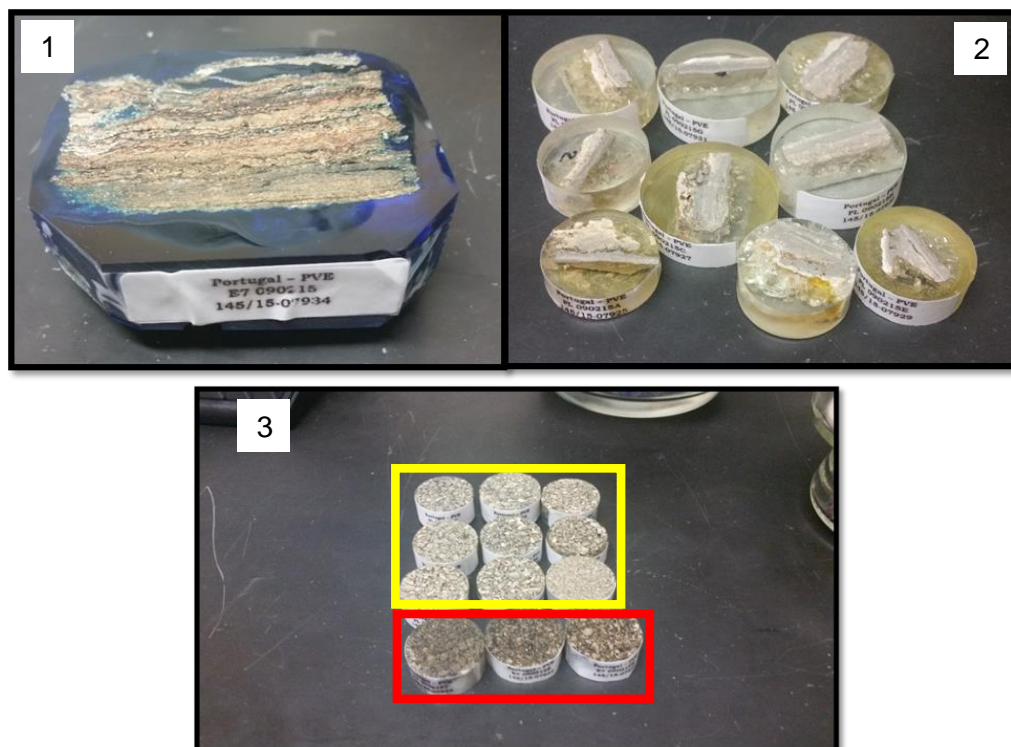


Fig. 12 – Superfícies polidas. 1: esteira; 2: placas em rocha total; 3: placas de fragmentos da rocha (claro – caixa amarela) e esteira (escuro – caixa vermelha).

Para a identificação dos constituintes presentes nas superfícies polidas foi utilizada a classificação ICCP/TSOP e a nomenclatura usada foi também a do ICCP (ICCP 1998, 2001; Sýkorová *et al.*, 2005). A Matéria Orgânica Dispersa (MOD) é constituída por macerais, zoomorfos, zooclastos e produtos secundários. Os macerais são agrupados em três principais grupos: huminite/vitrinite, liptinite e inertinite.

O grupo da huminite/vitrinite inclui os constituintes ligno-celulósicos das paredes das plantas, que em condições anaeróbicas evoluíram por gelificação. Em observação microscópica surgem com uma cor cinzento intermédio quando comparado com os macerais dos outros grupos liptinite e inertinite.

O grupo da liptinite inclui os constituintes figurados, ricos em hidrogénio, como por exemplo, esporos, resinas, cutículas, algas. Em observação microscópica surge com cor cinzento-escura e refletância inferior à vitrinite.

O grupo da inertinite inclui constituintes ligno-celulósicos que evoluíram por fusinização em condições oxidantes. Inclui, ainda, os restos de fungos, as resinas oxidadas e os geles oxidados. Apresenta cor cinzenta clara e refletância superior à huminite/vitrinite.

Em relação aos zoomorfos, zooclastos e produtos secundários, os zoomorfos são constituídos por partículas orgânicas de origem animal, como por exemplo os escolocodontes, graptólitos, quitinozoários e foraminíferos, sendo os zooclastos partículas orgânicas, também

de origem animal, aos quais não é possível atribuir a identificação do organismo. Os produtos secundários incluem os produtos gerados durante a diagénese que surgem normalmente a preencher espaços vazios da matéria mineral ou da matéria orgânica, como é o caso dos betumes sólidos, pirobetumes e hidrocarbonetos líquidos.

Tabela 5 – Classificação Internacional da Matéria Orgânica Dispersa (ICCP, 2001) e respetivas características.

Grupos	Macerais		Características
Huminite/Vitrinite	Textinite/Telinite		Paredes celulares mais ou menos gelificadas
	Ulminite/Colotelinite		Paredes celulares gelificadas
	Gelinite		Gel amorfo
	Corpohuminite/Corpogelinite		Geles que preenchem (ou não) vacúolos celulares
	Atrinite/Vitrodentrinite		Detritos
	Densinite/Colodentrinite		Detritos mais compactos
Liptinite	Alginite	Telalginite	Algas de forma bem definida
		Lamalginite	Restos de algas de forma lamelar
	Betuminite		Matrizes com betume
	Liptodetrinite		Detritos
	Esporinite		Esporos e pólenes
	Cutinite		Cutículas
	Suberinite		Tecidos suberinizados (raízes)
	Resinite		Resinas e ceras
	Exudatinite		Preenche fendas e cavidades
	Clorofilinite		Pigmentos clorofílicos
	Fusinite		Paredes celulares oxidadas
	Semifusinite		Paredes celulares parcialmente oxidadas
Inertinite	Macrinite		Geles amorfos oxidados
	Micrinite		Maceral de neoformação, só ocorre em carvões de grau médio e superior
	Funginite		Paredes celulares de fungos
	Inertodetrinite		Detritos oxidados
	Escolecodontes		
	Graptólitos		
Zoomorfos	Quitinozoários		
	Foraminíferos		
	Betume sólido		
	Pirobetume		
Produtos Secundários	Petróleo		

### **3.4. Petrografia da fração inorgânica**

A análise das lâminas delgadas foi realizada no microscópio Leica DM2500P (luz branca transmitida e luz azul incidente) equipado com o programa Diskus para recolha de imagens. Foi usada a ocular de 10x e as objetivas de 10x, 20x e 40x. O objetivo desta análise consiste na observação direta e identificação dos constituintes minerais, principalmente carbonatos, presentes nas amostras. A amostra foi varrida em movimentos verticais com a aquisição de imagens aos aspetos mais relevantes para uma melhor identificação.

Para uma completa identificação da matéria mineral recorreu-se à microscopia eletrónica de varrimento (SEM) para determinar a composição química das partículas analisadas. O SEM é um instrumento utilizado no apoio à investigação científica permitindo a obtenção de uma gama de ampliações superiores às utilizadas na microscopia ótica. A microanálise dos raios-X permite a análise química da amostra. Após a emissão, captura e análise dos raios-X pelo detetor é possível obter a informação qualitativa e quantitativa da composição química da amostra na região da incidência do feixe de eletrões. A identificação das diferentes composições das amostras é possível devido aos raios-X serem caracterizados para cada elemento químico (Machado, 2013). As análises foram realizadas no Centro de Materiais da Universidade do Porto (CEMUP) usando um equipamento de microscopia eletrónica de varrimento JEOL JSM 6301F / Oxford INCA Energy 350 na placa H (Jerónimo, 2012).

### **3.5. Determinação do Carbono Orgânico Total, Enxofre Total e Resíduo Insolúvel**

A determinação do Carbono Orgânico Total (COT), Enxofre total (St) e Resíduo Insolúvel (RI) foi efetuada no Laboratório de Palinofácies e Fáceis Orgânica (LAFO) do Instituto de Geociências da Universidade Federal do Rio de Janeiro (Brasil).

A determinação do COT expressa a quantidade de matéria orgânica (MO) presente nas rochas sedimentares, expressa em percentagem de massa. Os valores de COT correspondem a toda a MO presente nas amostras, ou seja, a matéria orgânica insolúvel (cerogénio) e a matéria orgânica solúvel (betume). Para as amostras analisadas seguiu-se o seguinte procedimento.

Colocou-se num almofariz de ágata cerca de 0,5 g de sedimento sendo pulverizado. De seguida pesou-se 0,26g num porta-amostra de porcelana filtrante, conhecendo a sua massa, e para a eliminação da fração carbonatada adicionou-se HCl a 50 %, deixando repousar

durante 24 horas. Posteriormente foi lavada com água destilada aquecida a 100°C, durante uma hora, para a eliminação dos cloretos seguindo-se a neutralização com água destilada à temperatura ambiente. Elimina-se o excesso de água e secam-se na estufa a 65°C durante 3 horas. Após a conclusão deste processo regista-se a massa de cada porta-amostra.

O COT e o St foram quantificados em simultâneo pelo analisador LECO® SC-144DR (Fig. 13). Colocam-se os porta-amostra no forno do analisador, que se encontra a uma temperatura de 1350°C, com uma atmosfera de oxigénio, o que leva à combustão total dos elementos pelo processo de oxirredução. Deste modo, obtém-se o registo das concentrações dos gases carbono e enxofre (CO<sub>2</sub> e SO<sub>2</sub>) convertido em percentagem de massa relativo à amostra (as análises são feitas em duplicado, apresentando uma exatidão de 99%).



Fig. 13 – Analisador LECO® SC-144DR.

O RI corresponde à fração das amostras que não foi eliminada pela acidificação, presumindo-se que a totalidade dos carbonatos foi eliminada. Assim, aplica-se a seguinte fórmula:

$$RI = \left( \frac{PI}{PA} \right) \times 100$$



Em que PI corresponde à massa da amostra descarbonatada, e o PA corresponde à massa da amostra inicial. Para determinar a percentagem dos carbonatos presentes na amostra é utilizada a seguinte fórmula:

$$CaCO_3 (\%) = 100 - RI$$

### 3.6. Determinação dos biopolímeros

As análises químicas foram executadas no Laboratório de Microbiologia Marinha - MICROMAR - na Universidade Federal Fluminense (Brasil).

As análises de biopolímeros foram realizadas nas 9 placas e numa esteira (E7), sendo esta determinação realizada num espectrofotométrico.

Os lípidos (LIP) foram obtidos através da extração com clorofórmio-metanol por espectrofotometria molecular e lidos a 375nm, segundo o método Marsh e Weinstein (1966). Através da curva padrão de tripalmitina calcula-se a sua concentração, convertendo em equivalentes de carbono ( $\mu\text{mC/mL}$  e  $\text{mgC/g}$ ), multiplicando-se a concentração pelo fator 0,75.

A análise das proteínas (PTN) foi determinada de acordo com Hartree (1972) modificado por Rice (1982) após a sua extração com NaOH. A concentração das proteínas foi determinada por espectrofotometria molecular, a 650nm, utilizando a curva de calibração com padrões de albumina bovina. A concentração é expressa em equivalentes de carbono ( $\mu\text{mC/mL}$  e  $\text{mgC/g}$ ), multiplicando-se a concentração pelo fator 0,49.

O método de Dubois (1958) adaptado por Gerchacov e Hatcher (1972) foi utilizado para a análise dos carboidratos (CHO). Assim, as concentrações de CHO são obtidas por espectrofotometria molecular a 485nm e calculadas através da curva de calibração em padrões de glicose. As concentrações são expressas em equivalentes de carbono ( $\mu\text{mC/mL}$  e  $\text{mgC/g}$ ), multiplicando-se a concentração pelo fator 0,40.

Assim, o carbono orgânico biopolimérico (BPC) foi obtido através da soma do equivalente em carbono do total dos lípidos, proteínas e carboidratos (Fabiano *et al.*, 1995).

$$BPC = (LIP \times 0,75) + (PTN \times 0,49) + (CHO \times 0,4)$$





## **Capítulo IV – Resultados e Discussão**



## 4. Resultados e Discussão

Neste capítulo são apresentados os resultados obtidos bem como a sua discussão. Consta uma apresentação, primeiramente, dos resultados obtidos de Carbono Orgânico Total (COT), Enxofre Total (St), as percentagens de Carbonatos ( $\text{CaCO}_3$ ) e de Biopolímeros (BPC) com as discussões dos mesmos. Será feita, também, a apresentação e discussão dos dados da análise petrográfica tanto em luz branca transmitida (palinofácies) como em luz branca refletida (petrografia orgânica) ambas complementadas com a luz azul incidente. Como referido anteriormente algumas amostras foram observadas em microscopia eletrónica de varrimento sendo aqui apresentados os resultados.

### 4.1. Geoquímica Orgânica

#### 4.1.1. Carbono orgânico total, enxofre total e $\text{CaCO}_3\%$

Os valores de Carbono Orgânico Total (COT) (Tab. 6) são bastante díspares nas placas e nas esteiras variando, entre 0,37 e 0,63 % e 4,71 e 4,58 %, respetivamente. Valores baixos de COT usualmente apontam para ambientes de sedimentação óxicos, enquanto, os valores altos são indicativos de colunas de água pobre em oxigénio, isto é, ambientes anóxicos (Tyson, 2001). Esta última situação não se verifica no caso das esteiras estudadas. De acordo com Gomes (2011), os elevados teores de COT nas esteiras está relacionado com o facto de estas serem ecossistemas metabolicamente muito ativos com elevada produtividade primária.

Em relação ao Enxofre Total (St), os seus teores variam de 0,041 a 0,067 %, nas placas, e entre 0,23 e 0,32 %, nas esteiras (Tab. 6). De notar que o teor de St da amostra E\_B é superior às restantes amostras da esteira. Este facto poderá estar relacionado com a presença de bactérias sulfato-redutoras, usualmente presentes nas camadas inferiores das esteiras.

As amostras alvo deste estudo apresentam valores de Carbonatos ( $\text{CaCO}_3$ ) elevados (Tab. 6), superior a 98% nas placas, evidenciando que se trata de carbonatos praticamente puros. Nas esteiras entre parâmetro é ligeiramente inferior, variando entre 83 e 90%, mantendo-se o carácter carbonatado.

A razão Carbono/Enxofre (C/S) apresentou valores, nas placas, entre 7,71 e 11,96 e, nas esteiras, entre 17,09 e 22,37 (Tab. 6). Valores da razão C/S superiores 3 são indicativos de ambientes óxicos onde predominam processos aeróbicos na degradação da matéria orgânica (Bernier, 1995; Borrego *et al.*, 1998). Os valores elevados encontrados nas esteiras

confirmam o facto de estas serem ecossistemas com elevada produtividade primária baseada na fotossíntese.

Tabela 6 – Resultados obtidos da geoquímica orgânica.

	COT %	St%	CaCO <sub>3</sub> %	Razão C/S
PL_A	0,57	0,051	98	11,14
PL_B	0,62	0,054	>99	11,54
PL_C	0,53	0,059	>99	8,97
PL_D	0,63	0,052	>99	11,96
PL_E	0,41	0,041	>99	9,85
	0,42	0,043	>99	9,79
PL_F	0,56	0,058	>99	9,70
PL_G	0,56	0,053	>99	10,58
PL_H	0,55	0,067	>99	8,30
PL_I	0,37	0,048	>99	7,71
E_T	5,34	0,24	83	22,37
E_M	4,71	0,23	90	20,67
E_B	5,48	0,32	86	17,09

COT – Carbono Orgânico Total, ST – Enxofre Total, CaCO<sub>3</sub> – Carbonato de Cálcio (Carbonatos),  
 C/S – Razão Carbono/Enxofre

#### 4.1.2. Determinação dos Biopolímeros

Relativamente aos biopolímeros, verifica-se que as esteiras apresentam maiores concentrações do que as placas. No caso das esteiras, as concentrações dos componentes estudados não apresentam diferenças significativas entre as três amostras, predominando os carboidratos (CHO). Os valores dos CHO oscilam entre 14,18 e 16,01 mg/g enquanto os valores dos lípidos (LIP) e das proteínas (PTN) variam entre 4,27 - 7,03 mg/g e 3,10 - 5,41 mg/g, respetivamente. A partir dos valores de biopolímeros foi calculado os biopolímeros (BPC) (Tab. 7) que apresenta um valor médio de 12,31 mg/g. Os CHO também predominam nas placas com valores a variar entre 5,01 e 6,11 mg/g. Os LIP apresentam uma variação entre 0,52 e 2,59 mg/g e as PTN apresentam valores compreendidos entre 0,65 e 3,06 mg/g (Tab. 7). O BPC nas placas oscila entre 2,97 e 5,46 mg/g (Tab. 7).

A relação polimérica das amostras estudadas aponta para um predomínio os carboidratos apresentado as esteiras os valores mais elevados. A alta concentração dos biopolímeros, nomeadamente CHO e as PTN, está relacionado com a elevada produtividade primária da esteira, devido à presença de cianobactérias e de bactérias autotróficas e heterotróficas.

Estudos efetuados por Dell'Anno *et al.*, (2002) e Pusceddu *et al.*, (2003), revelaram a seguinte relação polimérica: CHO> PTN> LIP (Tab. 7). Esta relação, também, é observada em algumas das amostras estudadas (PL\_A à PL\_E). Segundo os mesmos autores, a referida relação evidencia a predominância de seres vivos que apresentam metabolismo autotrófico no ambiente sedimentar. As restantes placas e as esteiras apresentam uma relação polimérica diferente (CHO> LIP> PTN). Segundo Gomes (2011), o período do ano em que se faz a recolher das amostras pode influenciar a relação entre os biopolímeros. Se a recolha das amostras decorrer no período seco, a quantidade de lípidos poderá ser maior do que as proteínas.

Ainda atendendo às concentrações dos CHO e das PTN (CHO> 7mg/g, PTN> 4mg/g) detetados nas esteiras, as amostras analisadas pertencem a um sistema de elevadíssima produção/preservação da MO, sendo desta forma, considerado hipertrófico (Dell'Anno *et al.*, 2002). Por outro lado, as placas revelam dois sistemas diferentes. No caso das placas PL\_A até à PL\_G está perante um sistema eutrófico (PTN: 1,5 – 4 mg/g e CHO: 5 – 7 mg/g); as restantes placas apresentam um ambiente oligo-mesotrófico (PTN <1,5 mg/g e CHO <5 mg/g), de acordo com a classificação proposta por Dell'Anno *et al.* (2002) (Gomes, 2011; Feder, 2014).

Tabela 7 – Resultados obtidos do Carbono Biopolimérico.

	CHO mg/g	LIP mg/g	PTN mg/g	BPC	PTN:CHO	PTN:LIP	CHO:LIP	CHO:COT
PL_A	5,43	0,52	3,06	4,06	0,56	5,88	10,44	9,53
PL_B	5,6	1,16	2,84	4,50	0,51	2,45	4,83	9,03
PL_C	5,59	1,00	2,21	4,07	0,40	2,21	5,59	10,55
PL_D	6,11	1,41	2,91	4,93	0,48	2,06	4,33	9,69
PL_E	5,13	1,89	2,54	4,71	0,50	1,34	2,71	12,51 ou 12,21
PL_F	5,80	2,59	2,44	5,46	0,42	0,94	2,24	10,36
PL_G	5,41	2,28	2,09	4,90	0,39	0,92	2,37	9,66
PL_H	5,45	1,86	0,74	3,94	0,14	0,40	2,93	9,91
PL_I	5,01	0,86	0,65	2,97	0,13	0,76	5,83	13,54
E_B	15,00	5,20	4,70	12,20	0,31	0,90	2,88	2,81
E_M	14,18	4,27	3,10	10,39	0,22	0,73	3,32	3,01
E_T	16,01	7,03	5,41	14,33	0,34	0,77	2,28	2,92

CHO – Carbohidratos; LIP – Lípidos; PTN – Proteínas; BPC – Carbono Biopolimérico; COT – Carbono Orgânico Total

## 4.2. Análise petrográfica

Neste subcapítulo vão ser apresentados e discutidos os dados relativos à observação microscópica (palinofácies de luz branca transmitida, petrografia orgânica de luz branca refletida, petrografia da fração inorgânica e microscopia eletrónica de varrimento com microanálise dos raios X). A junção dos dados das várias técnicas microscópicas permitiu ter uma visão mais completa da matéria orgânica presente nas amostras estudadas bem como a relação desta com a matéria mineral.

Face às diferentes características das três partes da esteira, a caracterização de cada parte será feita individualmente. No caso das placas, visto serem muito semelhantes será feita a apresentação conjunta das suas características.

### 4.2.1. Esteira

Tal como referido anteriormente, a esteira encontra-se dividida em três partes que correspondem ao topo (E7\_T), ao meio (E7\_M) e à base (E7\_B), de acordo com a cor que apresentam (Fig. 14). No topo a esteira apresenta uma cor verde que resulta da atividade fototrófica das cianobactérias, sendo por isso, uma camada em que se concentra o oxigénio; a parte média da esteira apresenta a cor vermelha onde existem bactérias púrpuras sulfurosas; e, a base uma cor mais acinzentada, caracterizada pela presença de bactérias sulfato-redutoras e heterotróficas anaeróbicas.

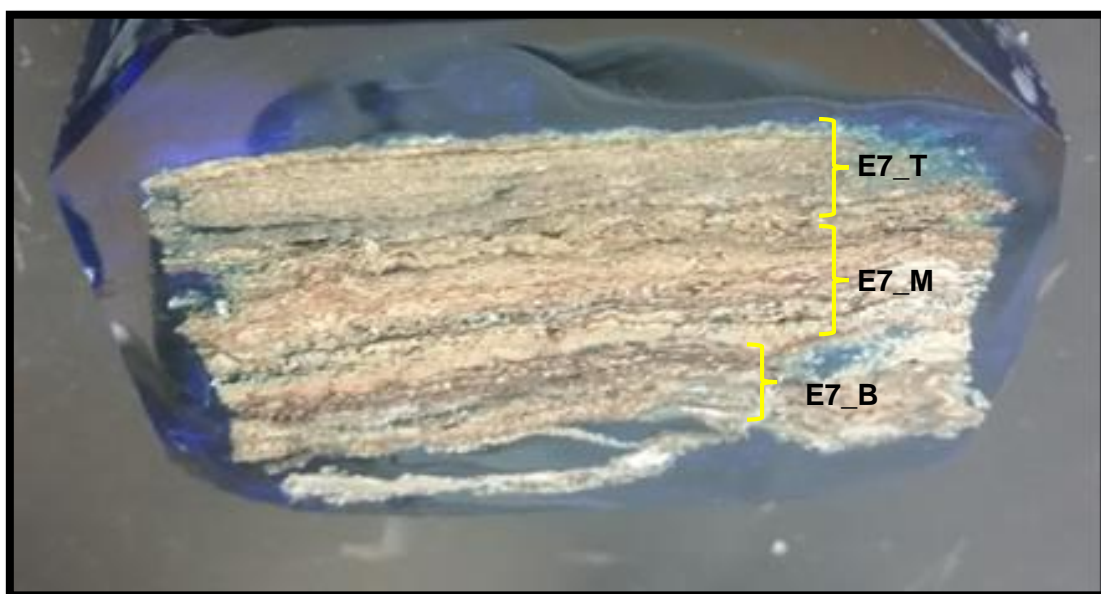


Fig. 14 – Amostra da esteira com a identificação das três partes em que foi dividida a esteira.

#### 4.2.1.1. Amostra E7\_T

Na lâmina organopalinológica da amostra E7\_T predomina a EPS, substância polimérica extracelular, (grupo amorfa), surgindo em menor quantidade outras partículas orgânicas, tais como, fitoclastos, esporomorfos, palinoforaminíferos, hidrozoários e zooclastos. A EPS surge, em Luz Branca Transmitida (LT), transparente, sendo possível a sua identificação graças aos pormenores da mucilagem das bactérias (Fig. 15). Em Luz Azul Incidente (LF) apresenta uma cor amarela esverdeado a amarelo intenso, de acordo com a espessura da mucilagem. Os esporomorfos, mais concretamente esporos por vezes ornamentados, apresentam a forma do trilete exibindo, em LF, uma cor amarelo intenso. Os zooclastos que ocorrem, poderão ser palinoforaminíferos, embora, devido ao estado em que se encontram não haja certeza. Mostram uma forma alongada e em LT uma cor castanhada e em LF apresentam uma cor castanho-clara. Os hidrozoários ocorrem sob a forma de pólipos que são quase transparentes em LT, sendo a sua identificação apenas possível em LF, exibindo tons de amarelo. Nesta amostra também foi possível observar brotos (formas embrionárias dos hidrozoários), que correspondem ao estágio inicial de desenvolvimento de novos indivíduos (medusas ou pólipos).

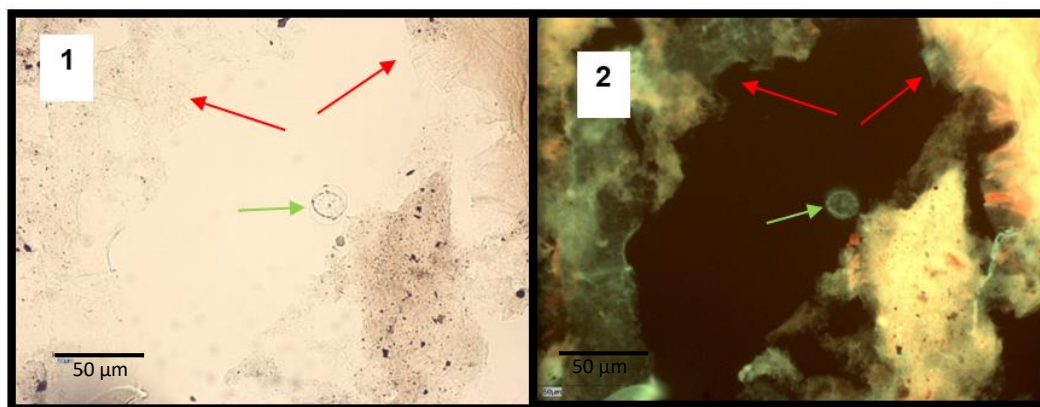


Fig. 15 – Fotomicrografias da amostra E7\_T (lâmina organopalinológica). EPS (setas vermelhas); Diatomácea (setas verdes). (1: LT; 2: LF).

As partículas de cutículas são raras, mas surgem pontualmente e ostentam estrutura celular facilmente reconhecível (com estomas bem visíveis). Em LB apresenta-se transparente e, em LF, apresenta um tom amarelo, intensificando-se essa cor nas paredes celulares e estomas (Fig. 16). Foram, ainda, identificadas diatomáceas (Fig. 15), que não são comuns na camada verde.



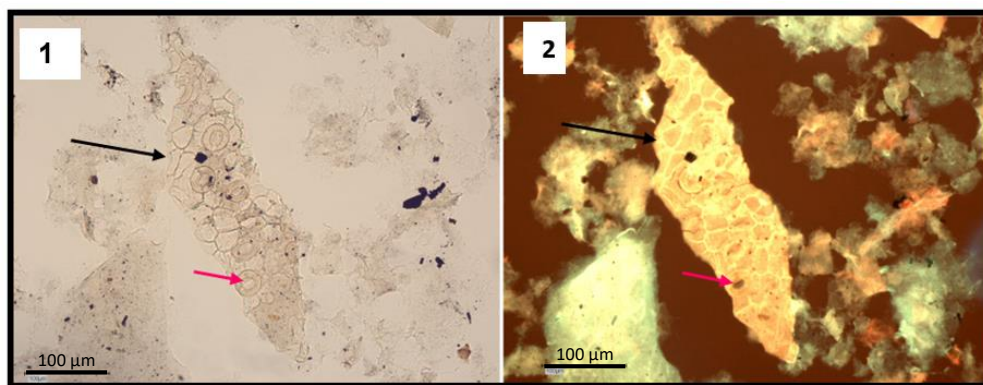


Fig. 16 – Fotomicrografias da amostra E7\_T (Lâmina organopalinológica). Cutícula (setas pretas) e pormenor dos estomas (seta rosa). (1: LT; 2: LF).

Na amostra granulada, a MO observada inclui tentáculos, formas embrionárias e lamalginite. Os tentáculos apresentam uma cor semelhante, tanto em Luz Branca Refletida (LR) e Luz Azul Incidente (LF) apresentando a cor castanha, com os pormenores das cavidades que poderão ser os orifícios dos mesmos (Fig. 17). As formas embrionárias surgem em LR com cor castanha, e em LF uma intensidade muito baixa. Estas estruturas, podem, eventualmente, ser as campânulas das medusas. A lamalginite surge em LR como lamelas muito finas com aspeto transparente e apresentando uma cor amarelo intenso em LF.

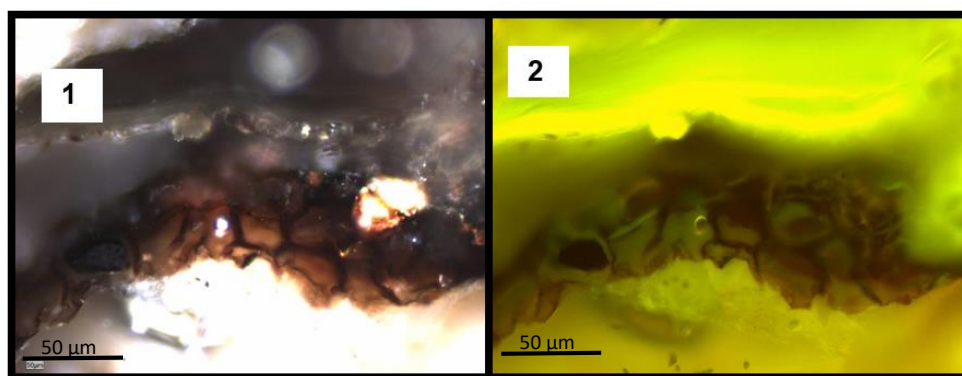


Fig. 17 – Fotomicrografias da amostra E7\_T (amostra granulada). Tentáculos de hidrozoários. (1: LR; 2: LF).

Na lâmina delgada da amostra E7 foram identificados os três níveis identificados no bloco da figura 14. Na camada verde, a camada de topo (Fig.18 – B1, B2 e B3), a fração orgânica é facilmente diferenciada da componente mineral, apresentando uma coloração acastanhada, a EPS, Substância Polimérica extracelular. Por sua vez a componente mineral é dominada por uma fração carbonatada de micrite. A EPS (Fig. 18 – eps) ocorre a delimitar os carbonatos formando biofilmes contínuos e longos, exibindo uma cor amarelo-acastanhado em nicóis paralelos (NII), exibindo em nicóis cruzados (NX) anisotropia e em Luz Azul Incidente (LF) uma cor amarela intensa. A micrite (Fig. 18 – m) ocorre muitas vezes com



formas arredondadas correspondentes a agregados muito finos de carbonato com minerais de argila. Apresenta cor em tons cinzentos a acastanhados em NII, em NX os carbonatos exibem cores de polarização característicos, ainda que mascaradas pela presença dos minerais de argila, e em fluorescência exibem tons esverdeados. Estes aglomerados de carbonatos encontram-se delimitados pela EPS.

Na transição entre a camada verde e a camada vermelha (Fig. 18 – A1, A2 e A3) observou-se um nível de bioclásticos com foraminíferos e mais abaixo um nível de restos de conchas de bivalves. Os foraminíferos (Fig. 18 – F) exibem em NII bordos de cor castanha e no seu interior as câmaras não estão preenchidas, em NX os bordos apresentam as cores de polarização características dos carbonatos e em LF fluorescência com a cor esverdeada. Em relação aos restos de conchas (Fig. 18 – C e Fig. 19 – A1, A2 e A3), é visível a estrutura interna das mesmas (Fig. 19 – A1, A2 e A3) com as fibras que constituem a concha com orientações perpendiculares e paralelas (marcadas a vermelho) à superfície maior da concha. A camada vermelha apresenta as mesmas características da camada verde, no entanto, a matéria orgânica apresenta uma fluorescência em tons amarelo a vermelho muito intenso, justificado devido há presença de bactérias púrpuras sulfurosas.

Observaram-se, ainda, outros componentes orgânicos que parecem ser hidrozoários (Fig. 19 – B1, B2 e B3), mais concretamente tentáculo, apresentando orifício com uma forma de estrela (Fig. 19 – H).

Tal como referido anteriormente a análise de SEM-EDX permitiu verificar que os bioclásticos são de carbonato de cálcio sendo a micrite de carbonato de cálcio e magnésio.

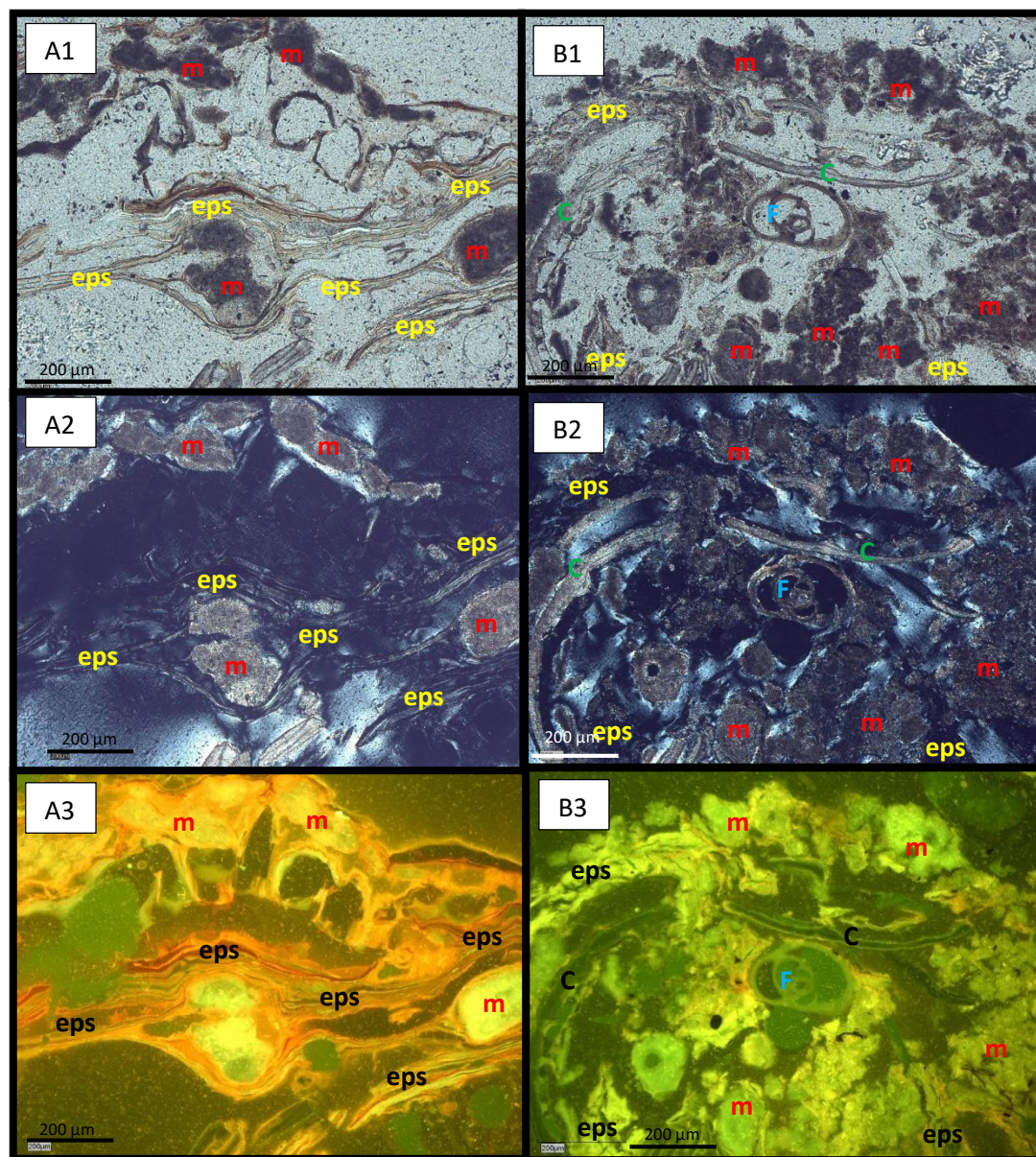


Fig. 18 – Fotomicrografia da amostra E7 (Lâmina delgada). m – Micrite; eps – EPS; F – Bioclasto (Foraminífero); C – Bioclasto (Restos de conchas). (A1 e B1: NII; A2 e B2: NX; A3 e B3: LF)



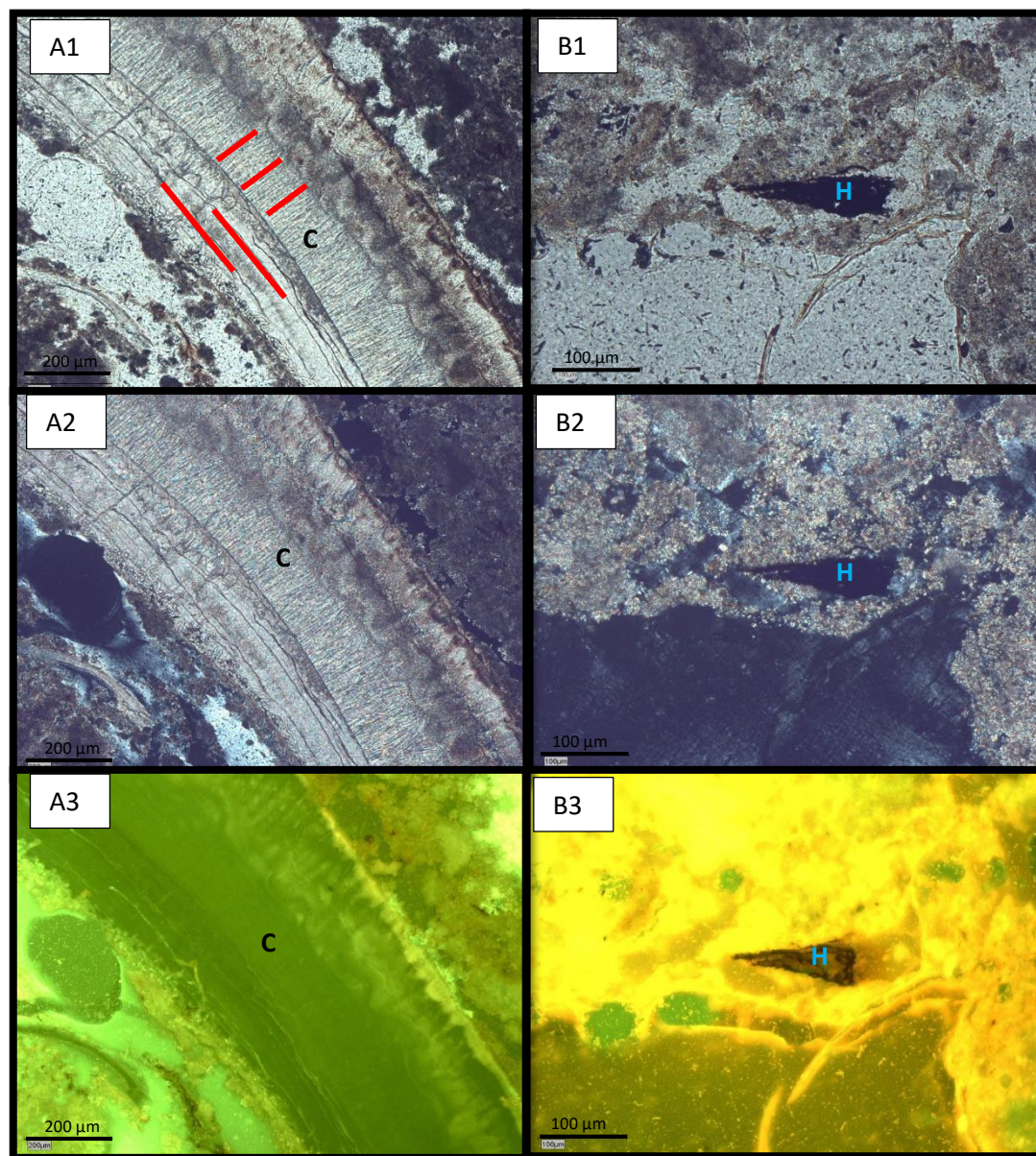


Fig. 19 – Fotomicrografia da amostra E7 (Lâmina delgada). C – Bioclasto (Resto de conchas); H – Hidrozoário (Tentáculo). (A1 e B1: NII; A2 e B2: NX; A3 e B3: LF)

#### 4.2.1.2. Amostra E7\_M

Na lâmina organopalinológica da amostra E7\_M, o que predomina é a EPS, substâncias polimérica extracelular, (grupo amorfa) (Fig. 20 – 1, 2), surgindo em menor quantidade outros constituintes orgânicos, tais como, esporomorfos e zoomorfos e zooclastos. Relativamente aos zoomorfos, além de hidrozoário, também foram identificados palinoforaminíferos que em relação aos da amostra E7\_T, apresentam uma forma mais espiralada. Os brotos de hidrozoários apresentam, em Luz Branca Transmitida (LT) cor castanho e em Luz Azul Incidente (LF) um amarelo intenso (Fig. 20 – 3 e 4), apresentando as mesmas características petrográficas dos identificados na amostra E7\_B que irão ser descritos posteriormente. Foram, ainda, identificadas medusas que surgem, em LT, quase transparente e que em LF exibem uma cor amarelo esverdeado, por vezes intenso.

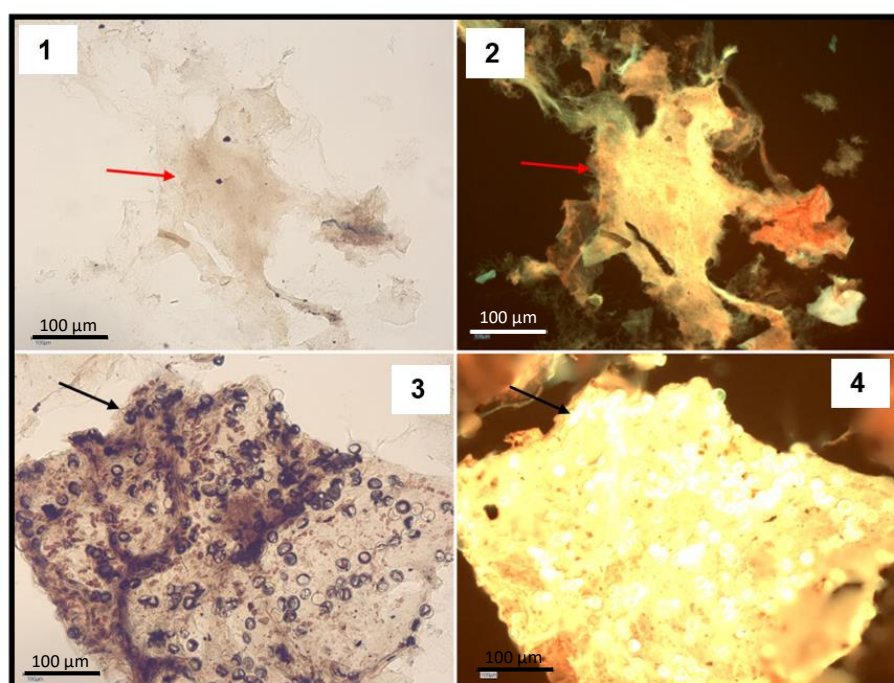


Fig. 20 – Fotomicrografias da amostra E7\_M (Lâmina organopalinológica). 1 – EPS (setas vermelhas); 2 – Formas embrionárias (Brotos) (setas pretas). (1 e 3: LT; 2 e 4: LF).

Na amostra E7\_M, na superfície polida particulada, identificaram-se formas embrionárias de hidrozoários e lamalginite, para além das massas de EPS, substância polimérica extracelular. Em relação as formas embrionárias de hidrozoários surgem, em Luz Branca Refletida (LR), com aspeto transparente e, em Luz Azul Incidente (LF), com uma cor amarelo esverdeado, sendo a sua identificação complicada. A lamalginite ocorre na sua forma lamelar que em LR não é fácil de identificar por apresentar aspeto transparente e em LF apresenta uma cor amarelo intenso, o que facilita a identificação (Fig. 21).



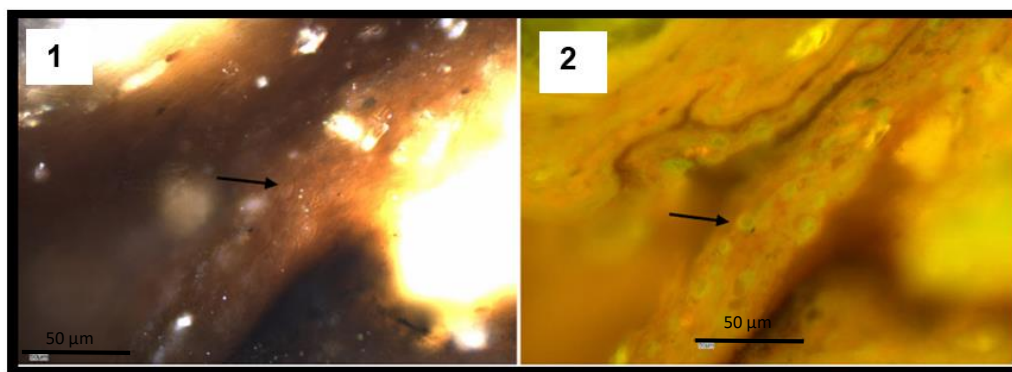


Fig. 21 – Fotomicrografias da amostra E7\_M (superfície polida particulada). 1 e 2 – Formas embrionárias de hidrozoários (setas pretas). (1: LR; 2: LF).

#### 4.2.1.3. Amostra E7\_B

A Fração orgânica que ocorre na lâmina organopalinológica desta amostra é predominantemente constituída por EPS, substância polimérica extracelular, (grupo amorfa) e com a presença de outros elementos minoritários, tais como, esporomorfos, hidrozoários e zooclastos. A EPS surge em Luz Branca Transmitida (LT) com aspeto transparente e em Luz Azul Incidente (LF) apresenta uma cor amarela esverdeado a amarelo intenso, dependendo da espessura da mesma. Os pólipos de hidrozoários surgem em LT transparentes sendo a sua identificação só possível recorrendo à LF porque exibem fluorescência amarelo. Por sua vez os brotos (fases embrionárias de hidrozoários) ocorrem em LT com contornos acastanhados e em LF um amarelo intenso, apresentam um tamanho muito pequeno e muito redondo (Fig. 22).

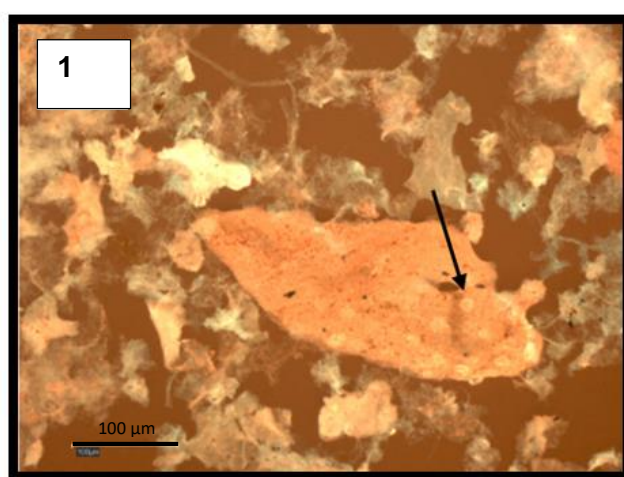


Fig. 22 – Fotomicrografia da amostra E7\_B (Lâmina organopalinológica). 1 – Formas embrionárias (brotos) (setas pretas). (1: LF).

Na superfície polida granulada desta amostra, para além da EPS foram identificadas estruturas que parecem ser tentáculos. A lamalginite ocorre em LR com forma lamelar, de variados comprimentos e com aspeto transparente ou uma cor acastanhada e em LF surge com uma fluorescência amarelo intenso (Fig. 23).

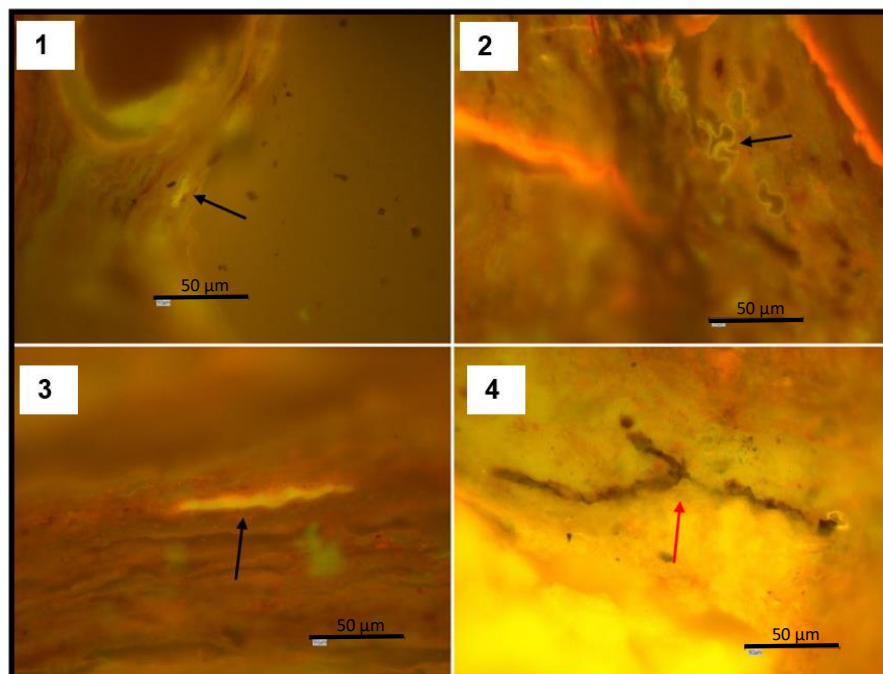


Fig. 23 – Fotomicrografias da amostra E7\_B (Superfície polida granulada). 1, 2 e 3 – Lamalginite (setas pretas); 4 – Tentáculo de hidrozoário (seta vermelha). (1, 2, 3 e 4: LF).

Na amostra em bloco da esteira completa para além do elemento maioritário que é sempre a EPS, foram identificados hidrozoários, nomeadamente formas embrionárias (brotos) identificados em LF (Fig. 24 – 1) e lamalginite (Fig. 24 – 2) de forma lamelar identificando-se em LR totalmente transparente e em LF exibe um tom amarelo intenso.

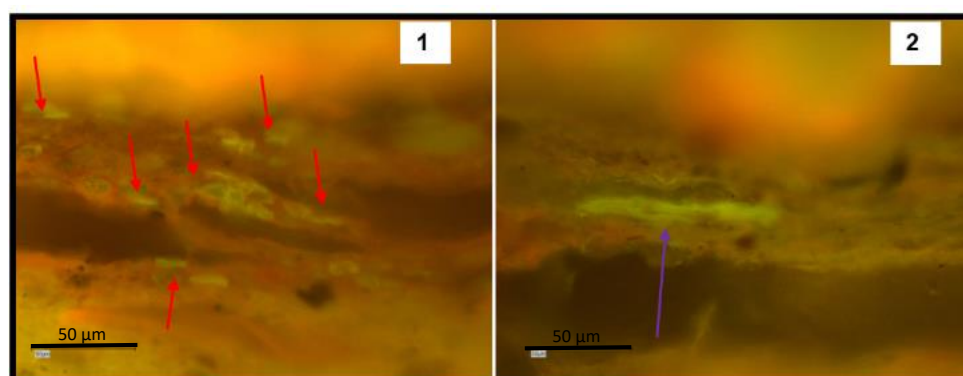


Fig. 24 – Fotomicrografias da amostra E7 (bloco). 1 – Formas embrionárias de hidrozoários (setas vermelhas); e 2 – Lamalginite (seta roxa). (1 e 2: LF).

### 4.2.2. Placas

Nas lâminas organopalinológicas das placas carbonáticas predomina a EPS, substância polimérica extracelular, (grupo Amorfa; Fig. 25 – 1, 2, 4; e 5), no entanto também surgem alguns elementos pertencentes aos outros grupos de matéria orgânica tais como, fitoclastos, esporomorfos (Fig. 25 – 1, e 6), hidrozoários como pólipos (Fig. 25 – 1, 3, 4, 6, e 8), tentáculos (Fig. 25 – 2, e 6), formas embrionárias (brotos) e as medusas (Fig. 25 – 4, e 7) e zooclastos (Fig. 25 – 3, e 8). A EPS surge em Luz Branca Transmitida (LT) com uma cor bege amarelada quando apresenta uma fina espessura, tornando-se acastanhada com o aumento da espessura. Em Luz Azul Incidente (LF) apresenta uma cor amarelo intenso, sendo mais intensa com o aumento da espessura da mucilagem. Relativamente ao grupo dos esporomorfos presentes nas placas, os esporos, surgem em LT transparentes e em LF com uma cor amarelo intenso, destacando-se o seu contorno, a ornamentação e, por vezes, a presença do trilete. Os fitoclastos (não opacos), por vezes envolvidos por EPS, apresentam em LT uma cor castanho-escuro e em LF exibem a mesma tonalidade. Surgem, ainda, cutículas que em LT exibem uma cor bege amarelada e em LF uma cor amarela, que se intensifica nos limites das paredes celulares. Relativamente aos hidrozoários, são semelhantes aos encontrados nas esteiras. No caso dos pólipos verifica-se que exibem, em LT, uma cor translúcida a bege acastanhada, sendo fácil a sua identificação e, em LF, ocorrem com tons amarelo mais intenso a amarelo esverdeado nas suas estruturas. Os tentáculos, por seu lado, apresentam cor castanho escuro ou transparente sendo que os contornos surgem com um tom castanho (em LT). Em LF também apresentam uma cor castanho-escuro e os contornos castanhos. Na Fig. 25 – 2 pode-se observar um tentáculo bem preservado, podendo ser observado ao pormenor, os orifícios por onde saem os nematocisto (filamento urticante que faz parte do cnidócito). As formas embrionárias (brotos) apresentam uma forma arredondada de pequenas dimensões. Exibem em LT aspeto transparente a cor castanha revelando uma cor de fluorescência amarelo intenso. Por último, as medusas apresentam em LT contornos marcados sendo o seu interior translúcido e em LF apresenta um tom amarelo a esverdeado (Fig. 25 – 4). A forma da medusa apresenta uma campânula que pode ser mais redonda ou mais alongada e os seus tentáculos apresentam-se, por vezes, mais curtos e/ou amontoados.

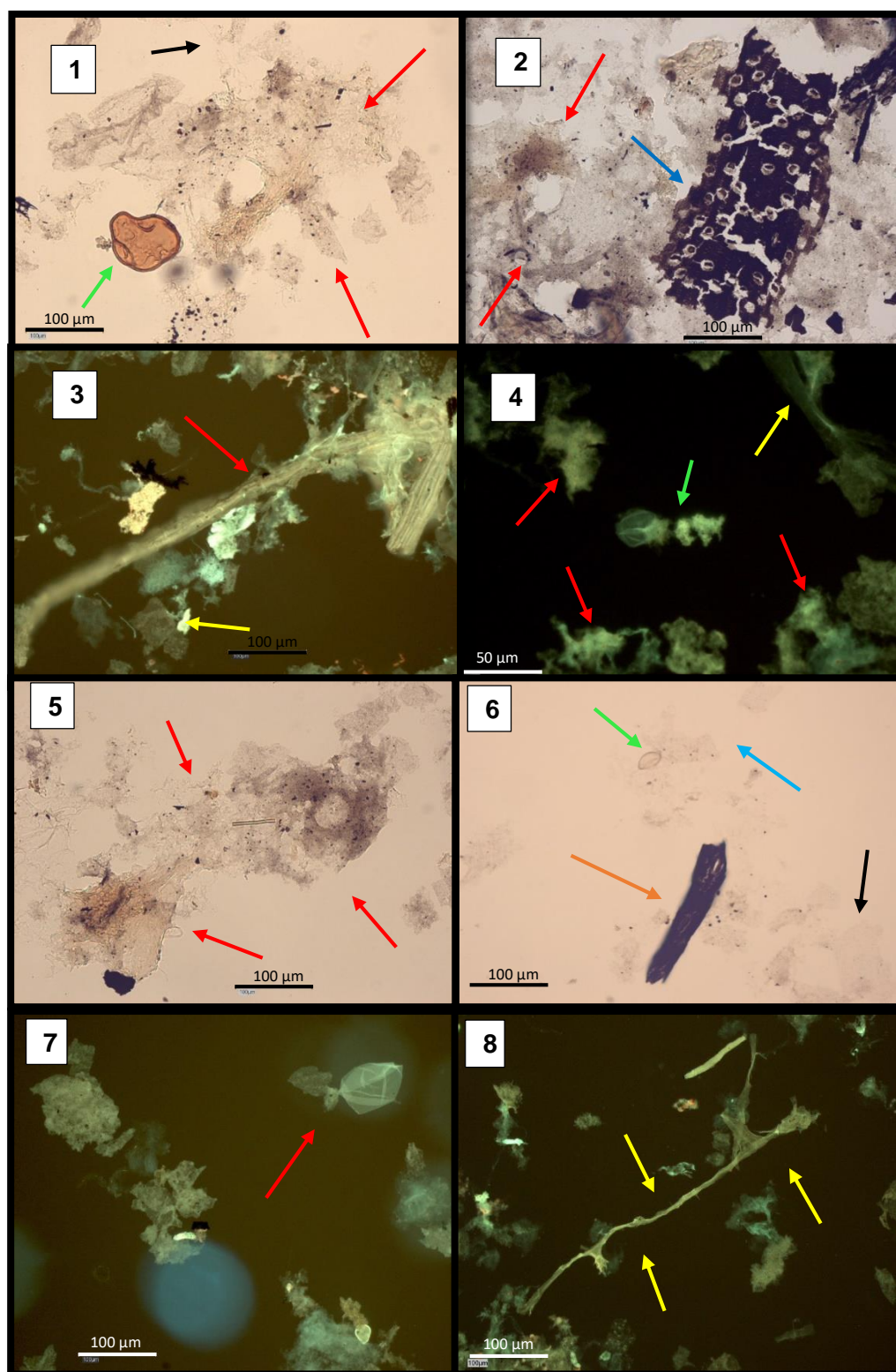


Fig. 25 – Fotomicrografias da MO presente nas Placas (palinofácies). 1 – Placa F – EPS (seta vermelha), Esporomorfo (seta verde) e Pólipos (seta preta). 2 – Placa H – EPS (seta vermelha) e Tentáculo (seta azul). 3 – Placa B – Pólipos (seta vermelha), e Zooclasto (seta amarela). 4 – Placa I – EPS (seta vermelha), Medusa (seta verde), Pólipos (seta amarela). 5 – Placa F – EPS (setas vermelhas). 6 – Placa D – Esporomorfo (seta verde), Tentáculo (seta laranja), Pólipos (seta azul) e Zooclasto (seta preta). 7 – Placa C – Medusa (seta vermelha). 8 – Placa B – Pólipos (setas amarelas). (1, 2, 5 e 6: LT; 3, 4, 7 e 8: LF).



A observação das amostras granuladas de rocha total e das amostras perpendiculares à laminação observada na amostra de mão, permitiu verificar o predomínio de carbonatos, comprovando os dados obtidos através das percentagens de  $\text{CaCO}_3$ , que revelaram valores superiores ou iguais a 98%.

A quantidade de matéria orgânica (MO) nestas preparações é reduzida como esperado visto apresentarem valores muito baixos de COT (carbono orgânico total), entre os 0,37% a 0,63%. No entanto, ainda, foram identificados tentáculos (Fig. 26 - 1) e formas embrionárias de hidrozoários (Fig. 26 - 2) e lamalginite (Fig. 26 - 2). As formas embrionárias surgem idênticas às observadas nas lâminas organopalinológicas, no entanto são difíceis de distinguir em Luz Branca Refletida (LR) sendo a sua identificação feita através de Luz Azul incidente (LF) (cor amarelo intenso). Verifica-se a mesma situação na lamalginite. Em relação aos tentáculos de hidrozoários surgem em LR castanhos-escuros e em LF aparecem novamente castanho-escuro.

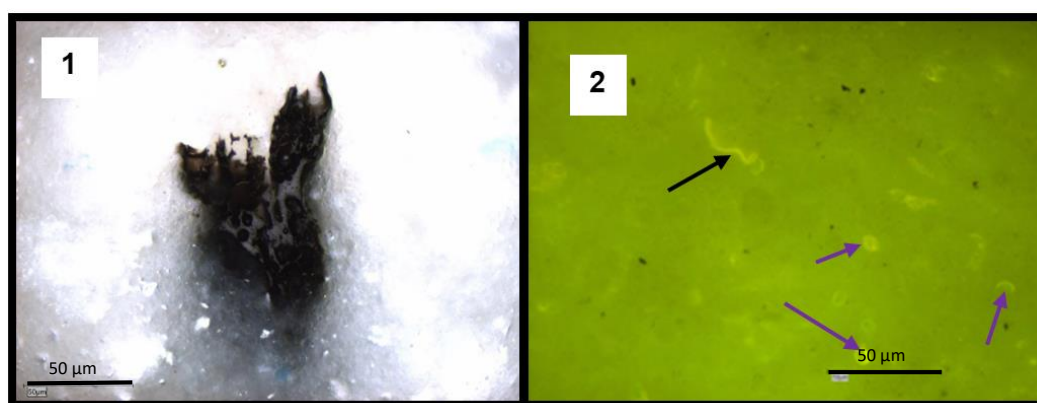


Fig. 26 – Fotomicrografias das amostras Placas (amostras granuladas e amostras tal e qual como foram recolhidas).  
 1 – Tentáculo de hidrozoário; 2 – Lamalginite (seta preta); Formas embrionárias (setas roxas) (1: LR; 2: LF).

Relativamente à lâmina delgada da placa H (Figs. 27 e 28), apesar de estar muito espessa, foi identificada tanto a fração mineral (Fig. 27 – m) como a fração orgânica (Fig. 27 – F, C). Tal como na esteira, a micrite, exibe em nicóis paralelos (NII) (Fig. 27 – A1 e B1 - m), em nicóis cruzados (NX) (Fig. 27 A2 e B2 - m) e em Luz Azul Incidente (LF) (Fig. 27 A3 e B3-m) as mesmas características óticas. No entanto, pelo facto de a lâmina se apresentar muito espessa, há dificuldade na observação dos aspetos mais característicos. Assim, parece que o rendilhado mais escuro em NII, que em luz fluorescente exibe uma fluorescência muito intensa em tons esverdeados, corresponde à fração orgânica, a EPS, que ocorre a contornar a fração mineral carbonatada. Estes aspetos são particularmente visíveis nas imagens da figura 27 A1, A2 e A3.

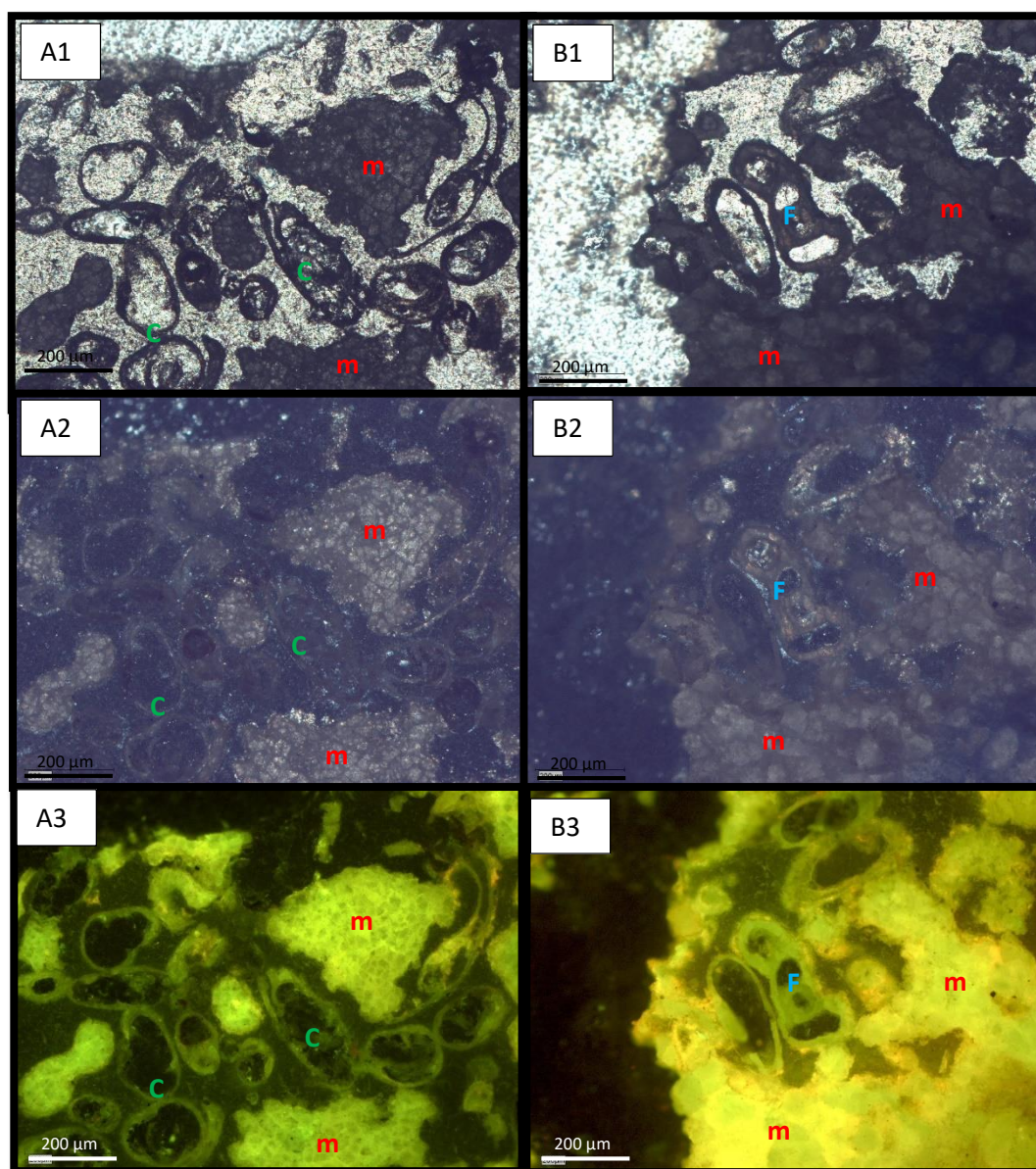


Fig. 27 – Fotomicrografia da amostra PL\_H (Lâmina delgada). m – Micrite; F – Bioclasto (Foraminífero); C – Bioclasto (Resto de conchas). (A1 e B1: NII; A2 e B2: NX; A3 e B3: LF)



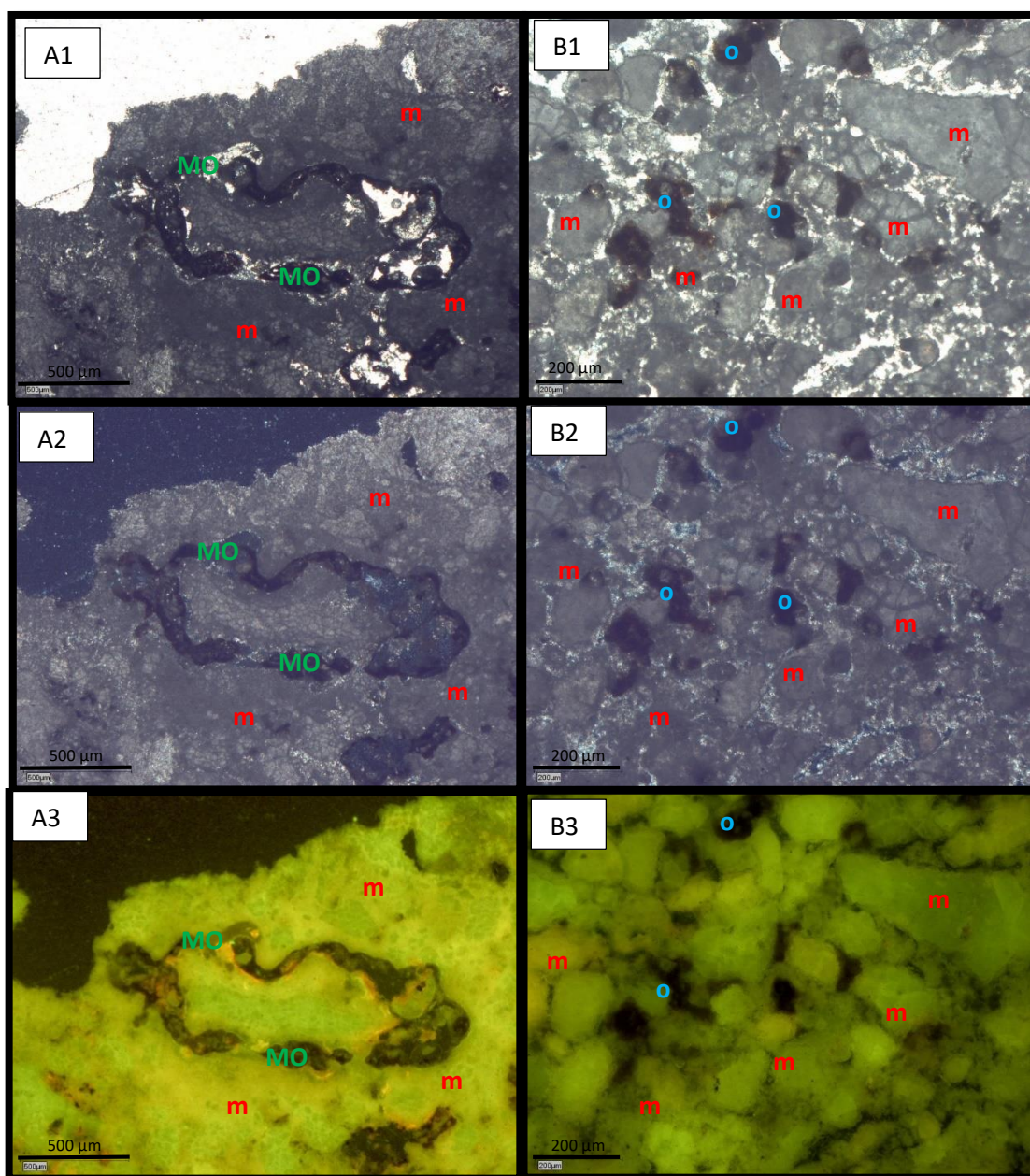


Fig. 28 – Fotomicrografia da amostra PL\_H (Lâmina delgada). m – Micrite; MO – Matéria Orgânica; o – Óxidos de ferro. (A1 e B1: NII; A2 e B2: NX; A3 e B3: LF)

Para a correta identificação dos carbonatos a lâmina delgada foi analisada através de microscopia eletrónica de varrimento com microanálise por raios X. Os carbonatos desta amostra foram identificados como a dolomite (Fig. 29 e 30 – Z2). Na Fig. 31 mostra-se a localização dos espetros realizados desde a borda do bioclasto até ao seu interior, marcado com Z4, mais precisamente na concha, confirmando tratando-se de calcite (Fig. 32). Na região Z5 pode-se confirmar que os restos presentes na concha eram restos de matéria

orgânica (Fig. 32). Na zona Z6 é novamente a dolomite de precipitação e na última marcação, Z7, pode afirmar que é novamente matéria orgânica associada a carbonatos (Fig. 32).

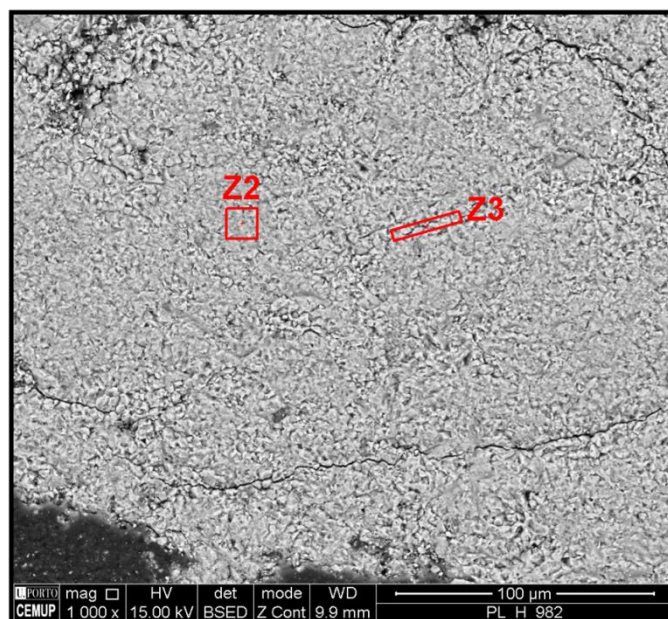


Fig. 29 – Fotomicrografia da amostra (microscopia eletrônica de varrimento) com a localização das amostras dos espectros realizados na dolomite de precipitação.

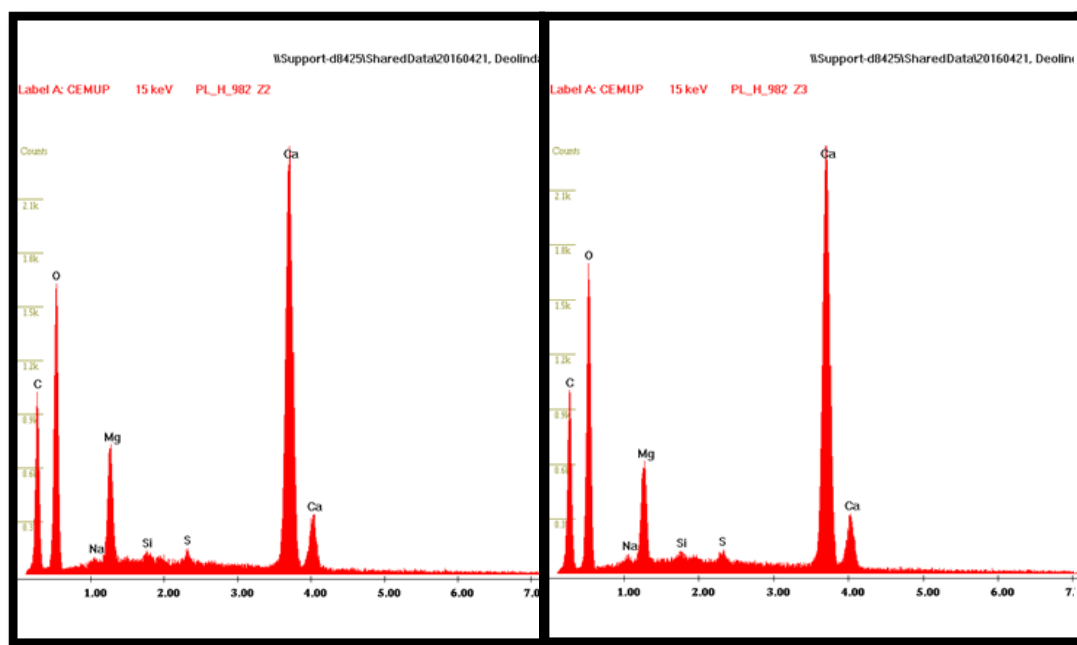


Fig. 30 – Espectros obtidos nos pontos Z2 e Z3.

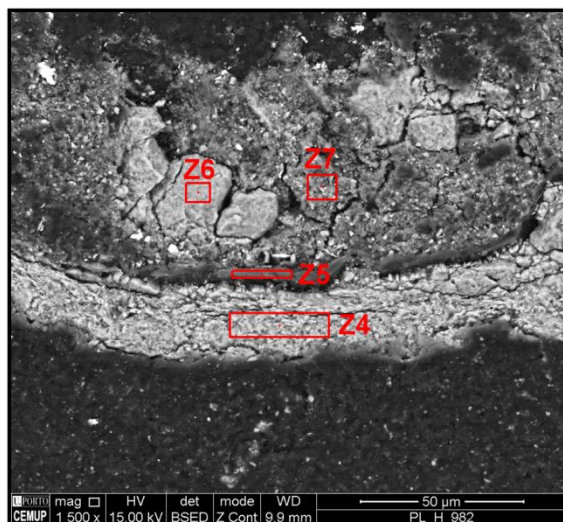


Fig. 31 - Fotomicrografia da amostra (Microscopia eletrónica de varrimento) com a localização das amostras dos espectros realizados no bioclasto.

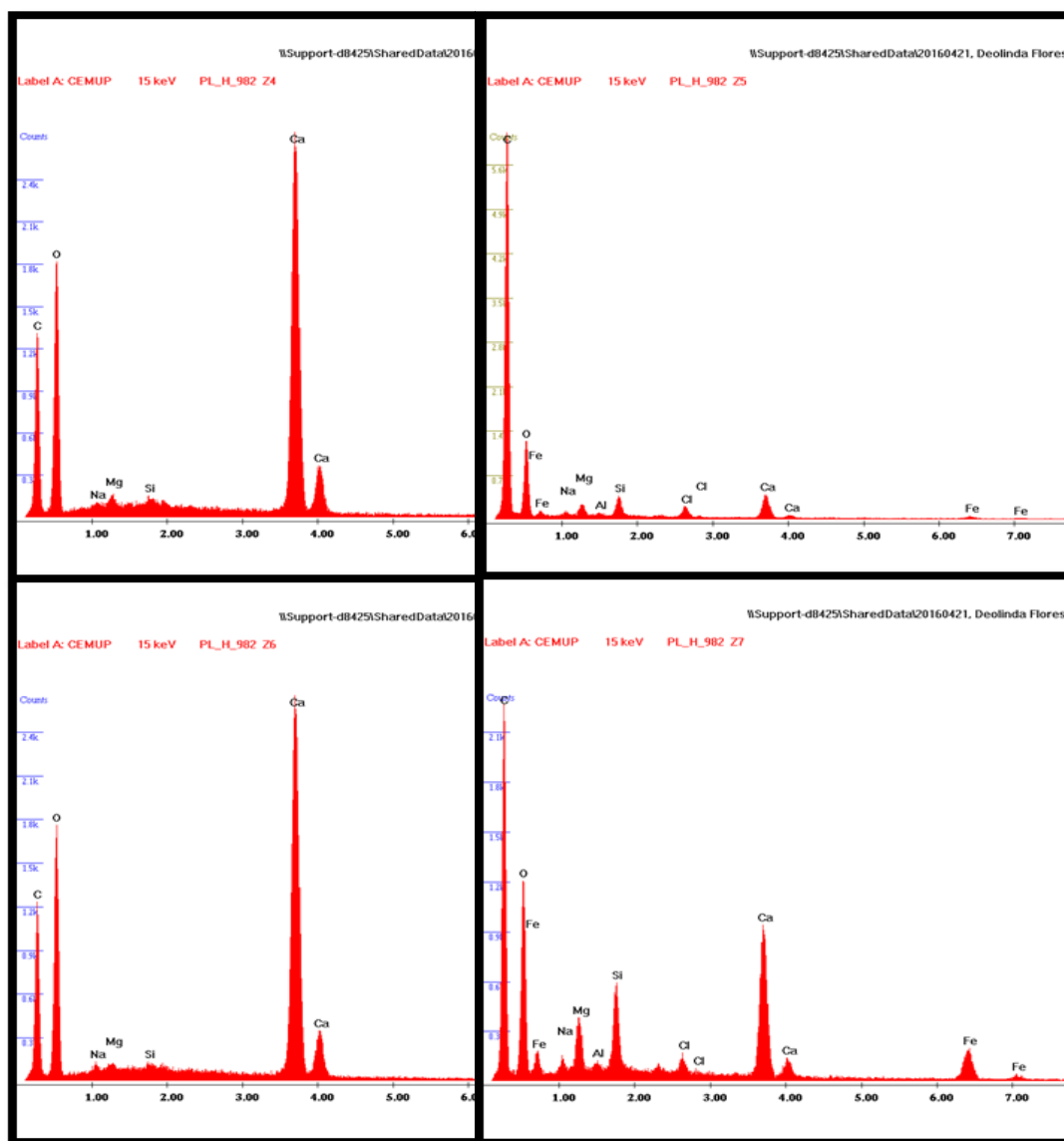


Fig. 32 – Espectros obtidos nos pontos Z4, Z5, Z6 e Z7.



## **Capítulo V – Conclusão**





## 5. Conclusão

A caracterização do conteúdo orgânico decorrente da atividade bacteriana nas lagoas contribui para o conhecimento dos processos de interação entre os agentes biológicos (bactérias) e os efeitos geoquímicos resultantes (precipitação de carbonatos); estabelecendo a influência da interação matéria orgânica-fração mineral na formação dos sedimentos carbonáticos recentes. Estes ambientes recentes podem ser reconhecidos como análogos para ambientes de deposição de sequências carbonatadas ricas em MO. Nestas lagoas, as esteiras microbianas são produzidas como resultado da interação ambiental e da comunidade bentónica, sendo as cianobactérias responsáveis pela precipitação de carbonatos de cálcio e magnésio juntamente com MO.

A fração orgânica das esteiras e das placas carbonáticas é constituída essencialmente por EPS com ocorrência residual de outros componentes particulados, destacando-se a presença de hidrozoários (desde formas medusóides, pólipos, tentáculos e formas embrionárias), tendo sido identificados nestes sedimentos recentes pela primeira vez. Algumas das formas identificadas são evidentes, no entanto ainda podem existir algumas dúvidas na sua identificação.

Assim, através dos resultados obtidos nos métodos geoquímicos, organocomposicional e biogeoquímicos, permitiu concluir que a precipitação dos carbonatos se encontra inteiramente relacionada com a EPS, sendo as cianobactérias essenciais para aprisionamento e retenção dos sedimentos da precipitação do carbonato.



## **Capítulo VI – Atlas Petrográfico**



## 6. Atlas Petrográfico/ Petrographic Atlas

O Atlas Petrográfico contém fotografias tiradas nas amostras. Estas fotografias foram obtidas em luz refletida (LR), em luz transmitida (LT) e em luz azul incidente (LF) incluindo ainda fotografias SEM de uma amostra.

A classificação dos grupos e subgrupos de matéria orgânica foi proposta por Tyson (1995), Vincent (1995), Mendonça Filho (1999), Mendonça Filho *et al.* (2002, 2010, 2011, 2012, 2014, 2016) tal como Grupo dos Fitoclastos, incluindo os subgrupos Opacos, Não opacos, o Grupo Amorfa com o subgrupo Produtos amorfos - EPS e o Grupo dos Palinomorfos com os subgrupos esporomorfos, microplâncton marinho, zoomorfos, hidrozoários e zooclastos.

O presente atlas encontra-se organizado por amostra.

The Petrographic Atlas contains photographs taken from the samples. These photographs were obtained in reflected light (LR), transmitted light (LT) and Fluorescence light (LF), including SEM photographs of a sample.

The classification of groups and subgroups of organic matter was proposed by Tyson (1995), Vincent (1995), Mendonça Filho (1999), Mendonça Filho *et al.* (2002, 2010, 2011, 2012, 2014, 2016) such as the Fitoclasts Group, including the opaque subgroups, non-opaque, the Amorphous Group with the subgroup Amorphous Products - EPS and the Palynomorphs Group with sporomorphic subgroups, microplankton marine, zoomorphic, hydrozoans and zoocast.

This atlas is organized by sample.

Legenda/ Subtitle:

LT – Luz Branca Transmitida /Transmitted Light

LR – Luz Branca Refletida/ Reflected Light

LF – Luz Azul Incidente/ Fluorescence Light

NII – Nicóis Paralelos/ Plane-Polarised Light - PPL

NX – Nicóis Cruzados/ Polars Crossed - XPL

## Placa A

A1 – Palinomorfos Esporomorfo com trilete (seta vermelha); Hidrozoário forma polipóide (seta verde) em LT; (Palinomorphs spore with trilete (red arrow). Hydrozoan polypoid form (green arrow) in LT);

A2 – Palinomorfos Esporomorfo com trilete (seta vermelha); Hidrozoário forma polipóide (seta verde) em LF; (Palinomorphs spore with trilete (red arrow). Hydrozoan polypoid form (green arrow) in LF);

B1 – Palinomorfos Microplâncton Marinhos Prasinófitas (seta rosa) em LF; (Palinomorphs Marine Microplankton Prasinophytes (pink arrow) in LF);

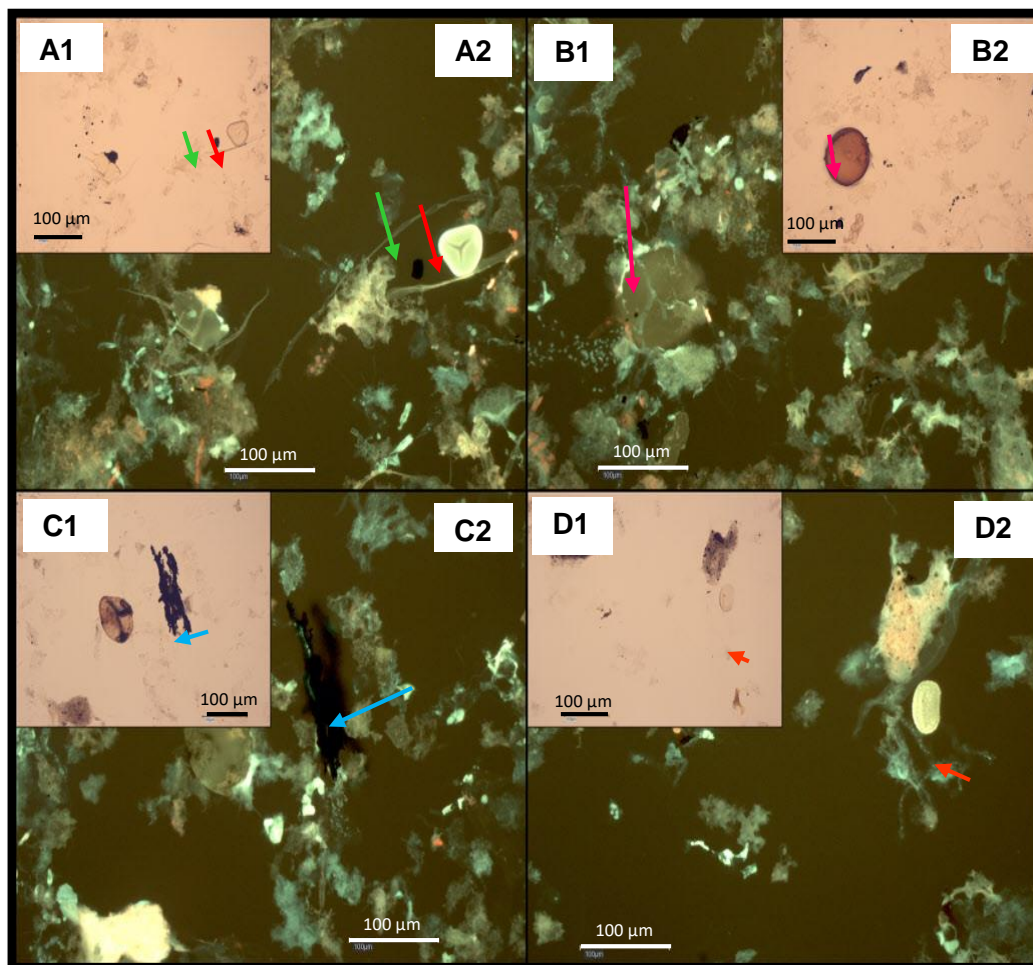
B2 – Palinomorfos Microplâncton Marinhos Prasinófitas (seta rosa) em LT; (Palinomorphs Marine Microplankton Prasinophytes (pink arrow) in LT);

C1 – Hidrozoário Tentáculo (seta azul) em LT; (Hydrozoan Tentacle (blue arrow) in LT);

C2 – Hidrozoário Tentáculo (seta azul) em LF; (Hydrozoan Tentacle (blue arrow) in LF);

D1 – Palinomorfos Esporomorfo ornamentado (seta laranja) em LT; (Palinomorphs Ornamented spore (orange arrow) in LT);

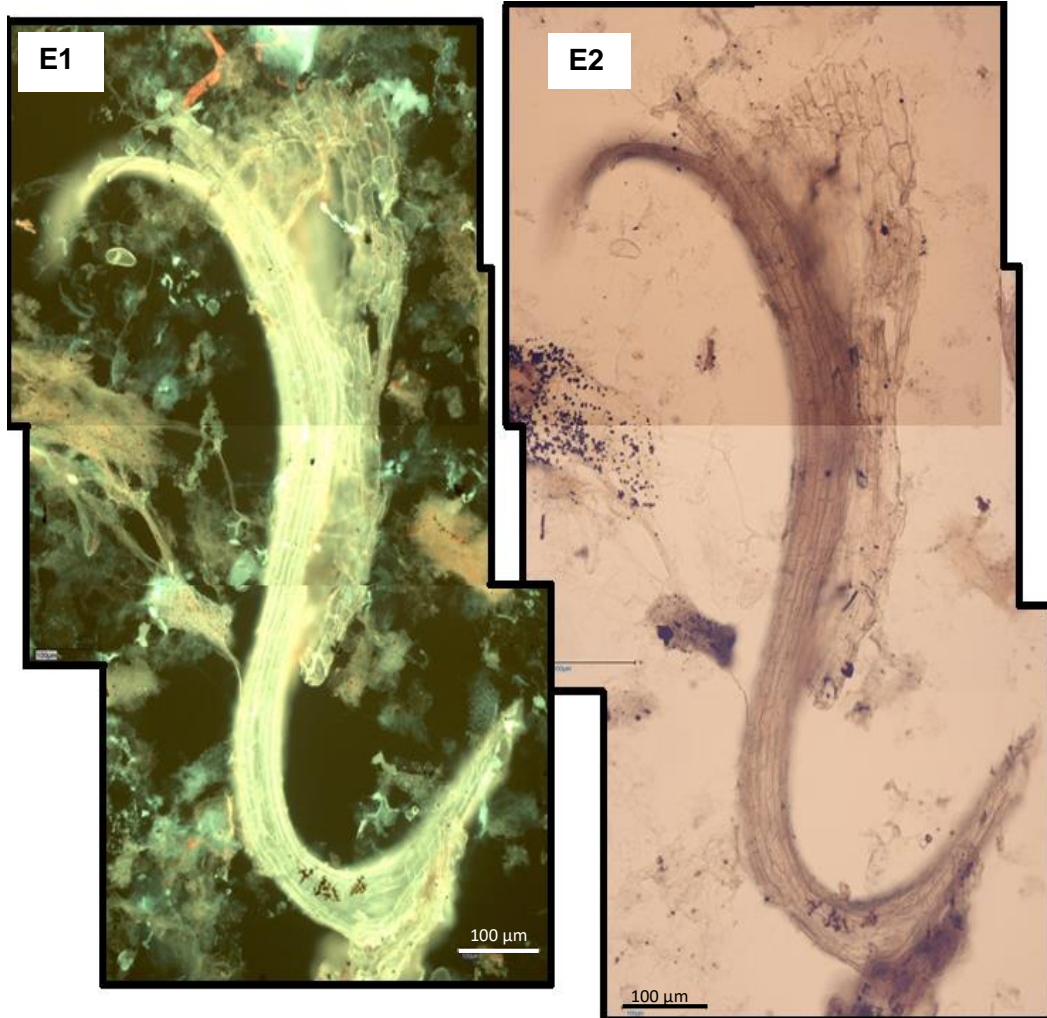
D2 – Palinomorfos Esporomorfo ornamentado (seta laranja) em LF; (Palinomorphs Ornamented spore (orange arrow) in LF);



E1 – Hidrozoário forma polipóide em LF; (Hydrozoan polypoid form in LF);

E2 – Hidrozoário forma polipóide em LT; (Hydrozoan polypoid form in LT);





## Placa B

A1 – Hidrozoário forma polipóide (seta vermelha); Fitoclasto resultante de um incêndio (seta verde) em LT; (Hydrozoan polypoid form (red arrow); Phytoplast resulting from a fire (green arrow) in LT);

A2 – Hidrozoário forma polipóide (seta vermelha); Fitoclasto resultante de um incêndio (seta verde) em LF; (Hydrozoan polypoid form (red arrow); Phytoplast resulting from a fire (green arrow) in LF);

B1 – Hidrozoário forma medusóide (seta rosa) em LF; (Hydrozoan medusoid form (pink arrow) in LF);

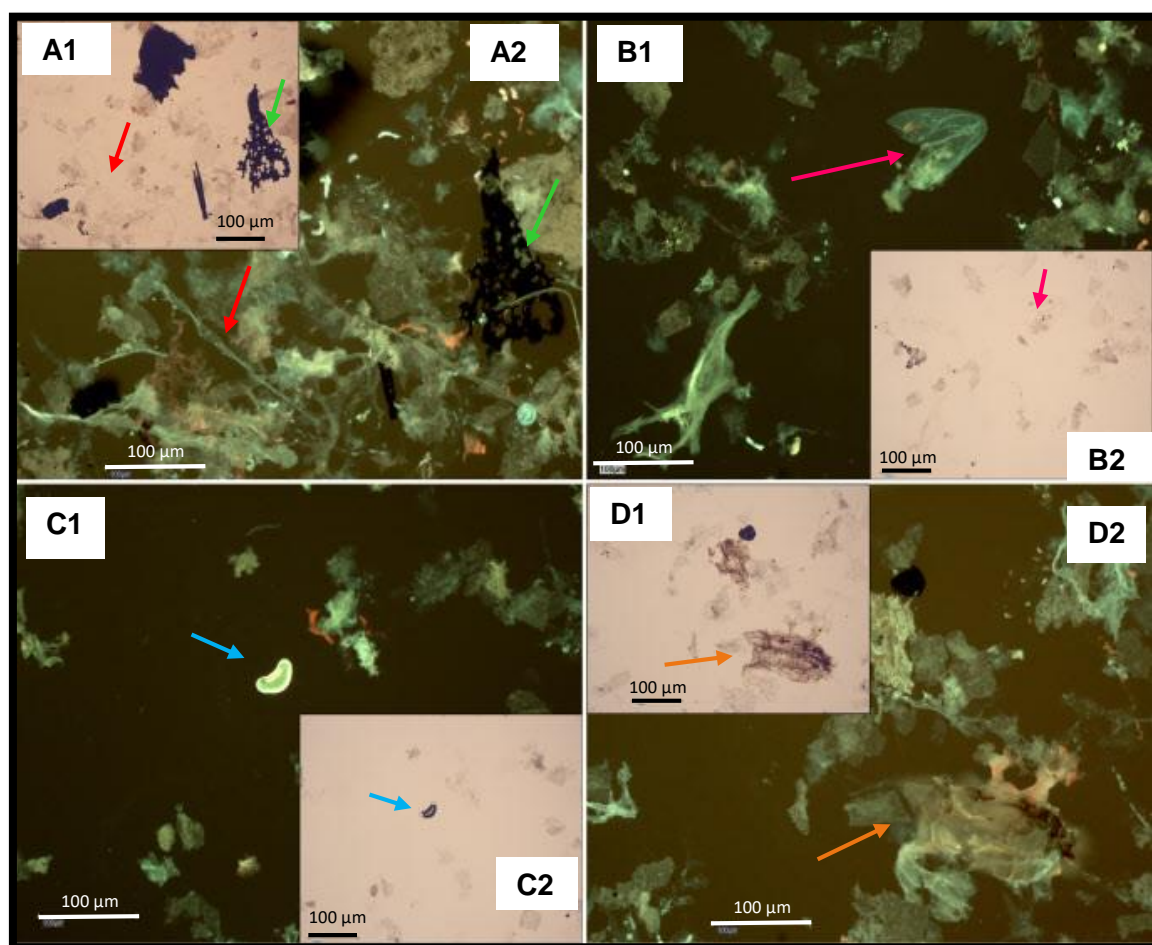
B2 – Hidrozoário forma medusóide (seta rosa) em LT; (Hydrozoan medusoid form (pink arrow) in LT);

C1 – Palinomorfos Esporomorfo sem membrana externa (seta azul) em LF; (Palynomorphs spore Without external membrane (blue arrow) in LF);

C2 – Palinomorfos Esporomorfo sem membrana externa (seta azul) em LT; (Palynomorphs spore Without external membrane (blue arrow) in LT);

D1 – Hidrozoário Forma polipóide (seta laranja) em LT; (Hydrozoan polipoid form (orange arrow) in LT);

D2 – Hidrozoário Forma polipóide (seta laranja) em LF; (Hydrozoan polipoid form (orange arrow) in LF);



E1 – Hidrozoário Tentáculo (seta vermelha) em LT; (Hydrozoan tentacle (red arrow) in LT);

E2 – Hidrozoário Tentáculo (seta vermelha) em LF; (Hydrozoan tentacle (red arrow) in LF);

F1 – Hidrozoário Forma medusóide (seta rosa); Hidrozoário Forma polipóides (seta verde) em LF; (Hydrozoan medusoid form (pink arrow); Hydrozoan polipoid form (green arrow) in LF);

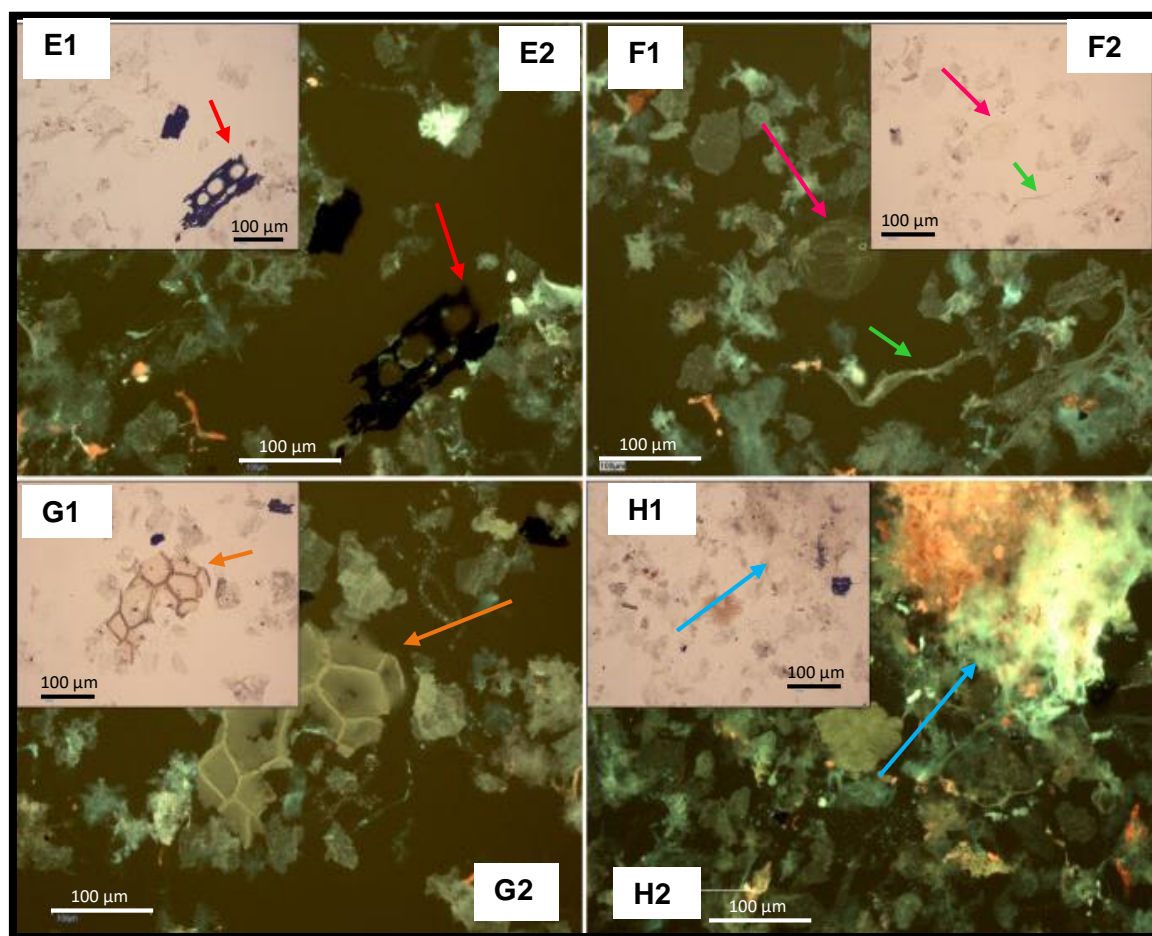
F2 – Hidrozoário Forma medusóide (seta rosa); Hidrozoário Forma polipóides (seta verde) em LT; (Hydrozoan medusoid form (pink arrow); Hydrozoan polipoid form (green arrow) in LT);

G1 – Fitoclastos Cutícula (seta laranja) em LT; (Phytopl原因 Cuticle (Orange arrow) in LT);

G2 – Fitoclastos Cutícula (seta laranja) em LF; (Phytopl原因 Cuticle (Orange arrow) in LF);

H2 – Amorfa EPS (seta azul) em LF; (Amorphous EPS (blue arrow) in LF);

H1 – Amorfa EPS (seta azul) em LT; (Amorphous EPS (blue arrow) in LT);



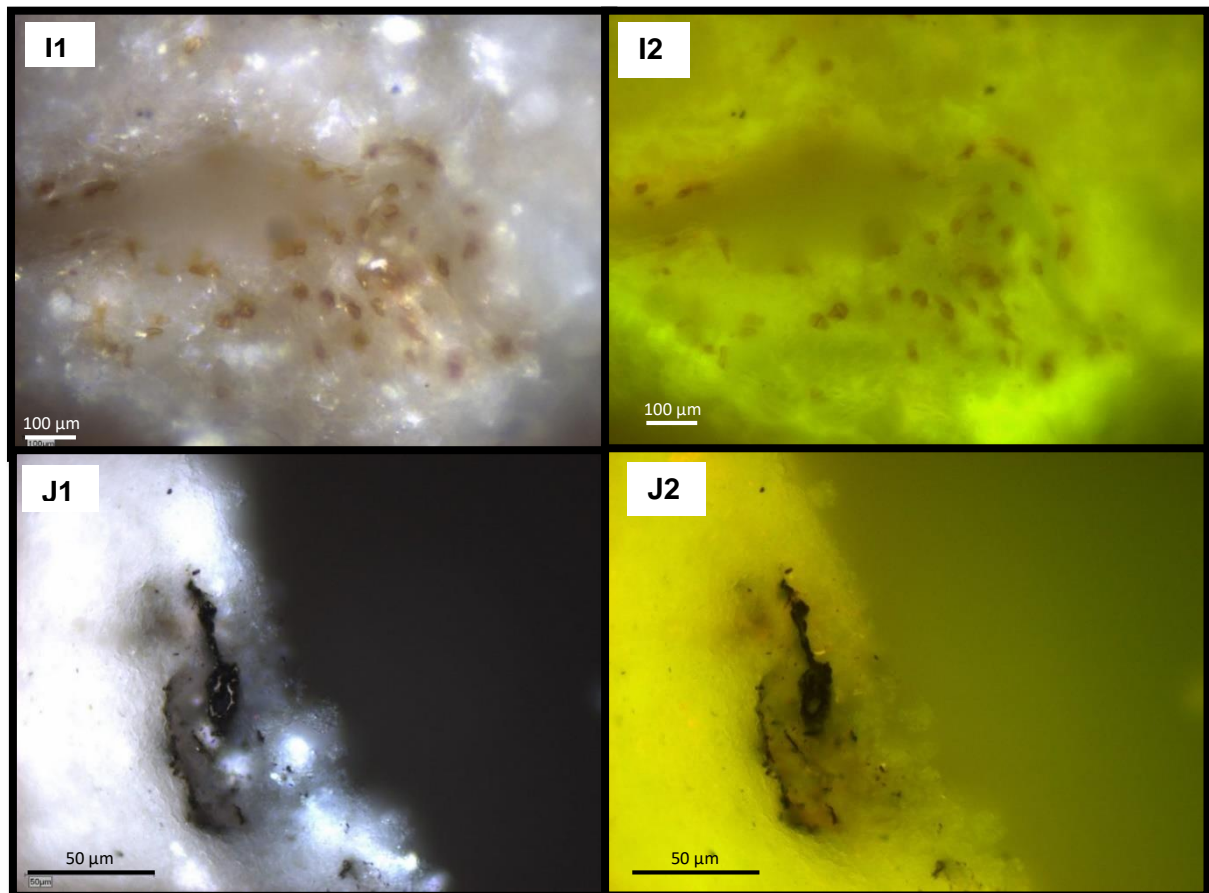
I1 – Hidrozoário Campânulas de medusas ou Brotos em LR; (Hydrozoan bells of jellyfish or shots in LR);

I2 – Hidrozoário Campânulas de medusas ou Brotos em LF; (Hydrozoan bells of jellyfish or shots in LF);

J1 – Hidrozoário Tentáculo ou Forma medusóide em LR; (Hydrozoan tentacle or medusoid form in LR);

J2 – Hidrozoário Tentáculo ou Forma medusóide em LF; (Hydrozoan tentacle or medusoid form in LF).





## Placa C

A1 – Palinomorfos Microplâncton Marinhos Prasinófita (seta azul); Hidrozoário Forma polipóides (seta vermelha); Hidrozoário Forma medusóide (seta verde) em LF; (Palynomorphs Marine Microplankton Prasinophytes (blue arrow); Hydrozoan polypoid form (red arrow); Hydrozoan medusoid form (green arrow) in LF);

A2 – Palinomorfos Microplâncton Marinhos Prasinófita (seta azul); Hidrozoário Forma polipóides (seta vermelha); Hidrozoário Forma medusóide (seta verde) em LT; (Palynomorphs Marine Microplankton Prasinophytes (blue arrow); Hydrozoan polypoid form (red arrow); Hydrozoan medusoid form (green arrow) in LT);

B1 – Palinomorfos Esporomorfo com trilete (seta amarela) em LF; (Palynomorphs spore with trilete (yellow arrow) in LF);

B2 – Palinomorfos Esporomorfo com trilete (seta amarela) em LT; (Palynomorphs spore with trilete (yellow arrow) in LT);

C1 – Hidrozoário Tentáculo (seta laranja) em LT; (Hydrozoan Tentacle (orange arrow) in LT);

C2 – Hidrozoário Tentáculo (seta laranja) em LF; (Hydrozoan Tentacle (orange arrow) in LF);

D1 – Hidrozoário Forma medusóide (seta rosa) em LT; (Hydrozoan medusoid form (pink arrow) in LT);

D2 – Hidrozoário Forma medusóide (seta rosa) em LF; (Hydrozoan medusoid form (pink arrow) in LF);

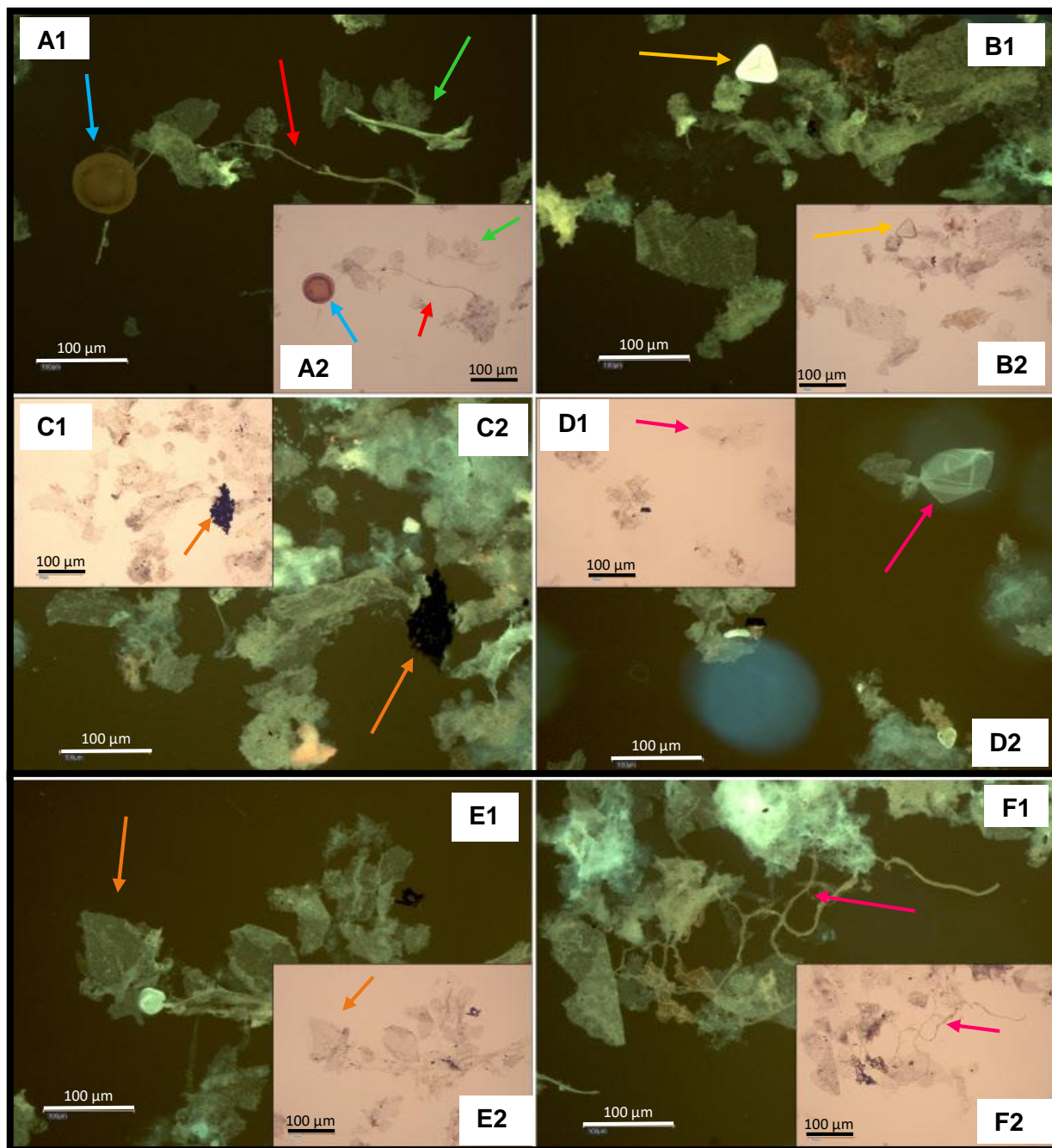
E1 – Hidrozoário Forma medusóide (seta laranja) em LF; (Hydrozoan medusoid form (orange arrow) in LF);

E2 – Hidrozoário Forma medusóide (seta laranja) em LT; (Hydrozoan medusoid form (orange arrow) in LT);

F1 – Hidrozoário Forma polipóides (seta rosa) em LF; (Hydrozoan polypoid form (pink arrow) in LF);

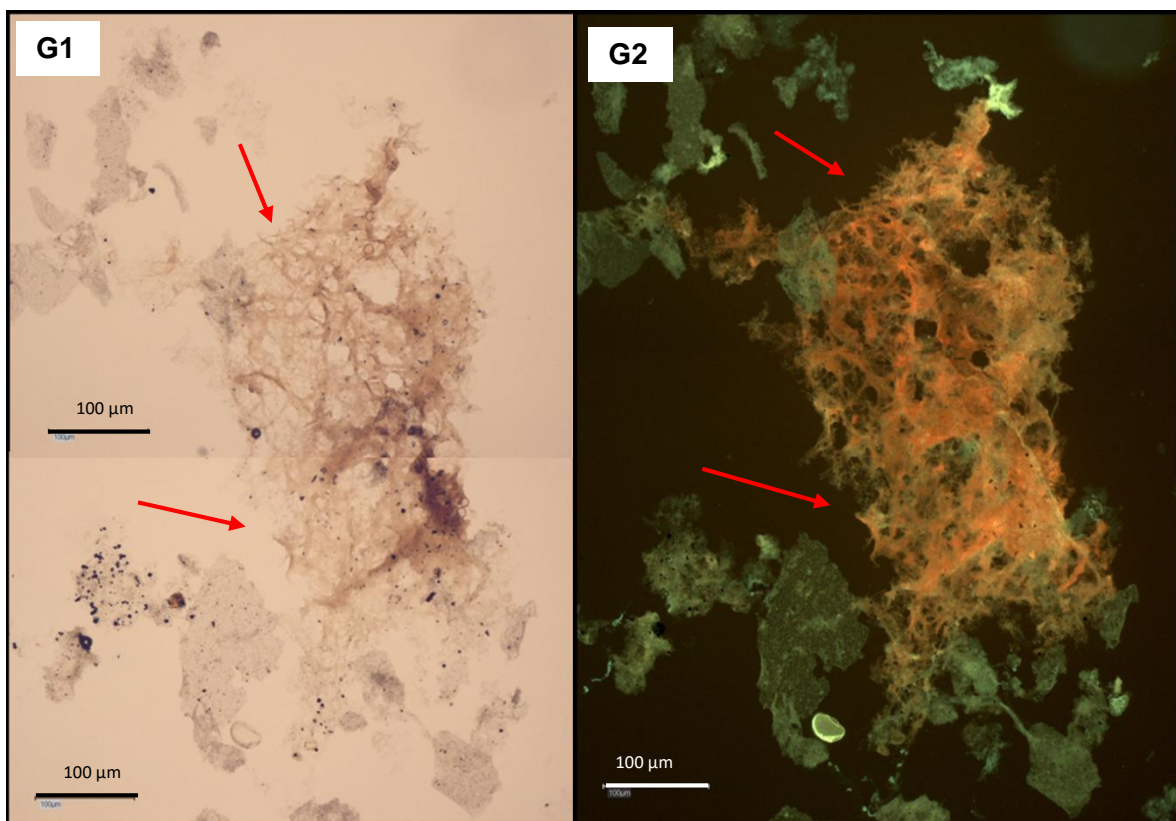
F2 – Hidrozoário Forma polipóides (seta rosa) em LT; (Hydrozoan polypoid form (pink arrow) in LT);





G1 – Amorfa EPS (seta vermelha) em LT; (Amorphous EPS (red arrow) in LT);

G2 – Amorfa EPS (seta vermelha) em LF; (Amorphous EPS (red arrow) in LF);

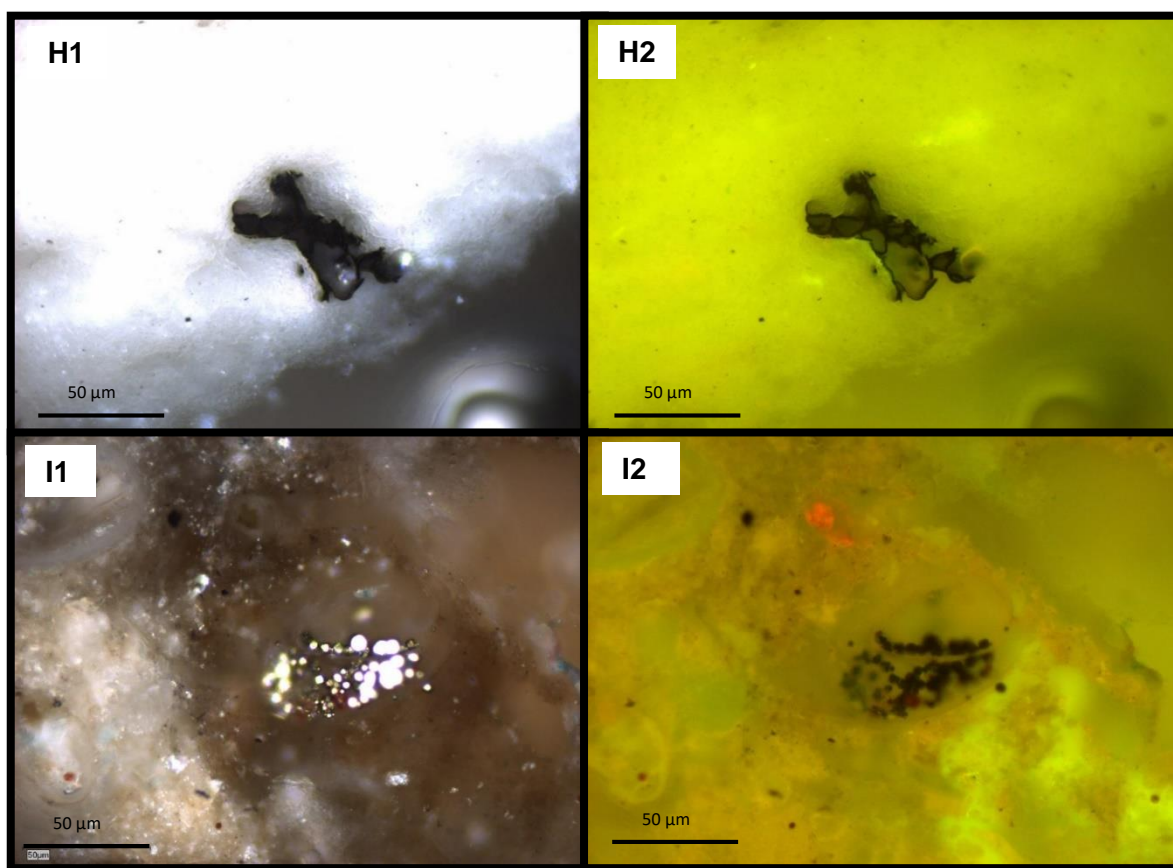


H1 – Hidrozoário Tentáculo em LR; (Hydrozoan Tentacle in LR);

H2 – Hidrozoário Tentáculo em LF; (Hydrozoan Tentacle in LF);

I1 – Pirite em LR; (Pyrite in LR);

I1 – Pirite em LF; (Pyrite in LF).



## Placa D

A1 – Palinomorfos Esporomorfo (seta rosa) em LT; (Palinomorphs spore (pink arrow) in LT);

A1 – Palinomorfos Esporomorfo (seta rosa) em LF; (Palinomorphs spore (pink arrow) in LF);

B1 – Palinomorfos Esporomorfo bissacado (seta laranja) em LF; (Palinomorphs spore bisaccate (pink arrow) in LF);

B2 – Palinomorfos Esporomorfo bissacado (seta laranja) em LT; (Palinomorphs spore bisaccate (pink arrow) in LT);

C1 – Amorfa EPS (seta vermelha) em LF; (Amorphous EPS (red arrow) in LF);

C2 – Amorfa EPS (seta vermelha) em LT; (Amorphous EPS (red arrow) in LT);

D1 – Palinomorfo Esporomorfo (seta verde); Hidrozoário Forma polipóides (seta azul) em LF; (Palinomorphs spore (green arrow); Hydrozoan polypoid form (blue arrow) in LF);

D2 – Palinomorfo Esporomorfo (seta verde); Hidrozoário Forma polipóides (seta azul) em LT; (Palinomorphs spore (green arrow); Hydrozoan polypoid form (blue arrow) in LT);

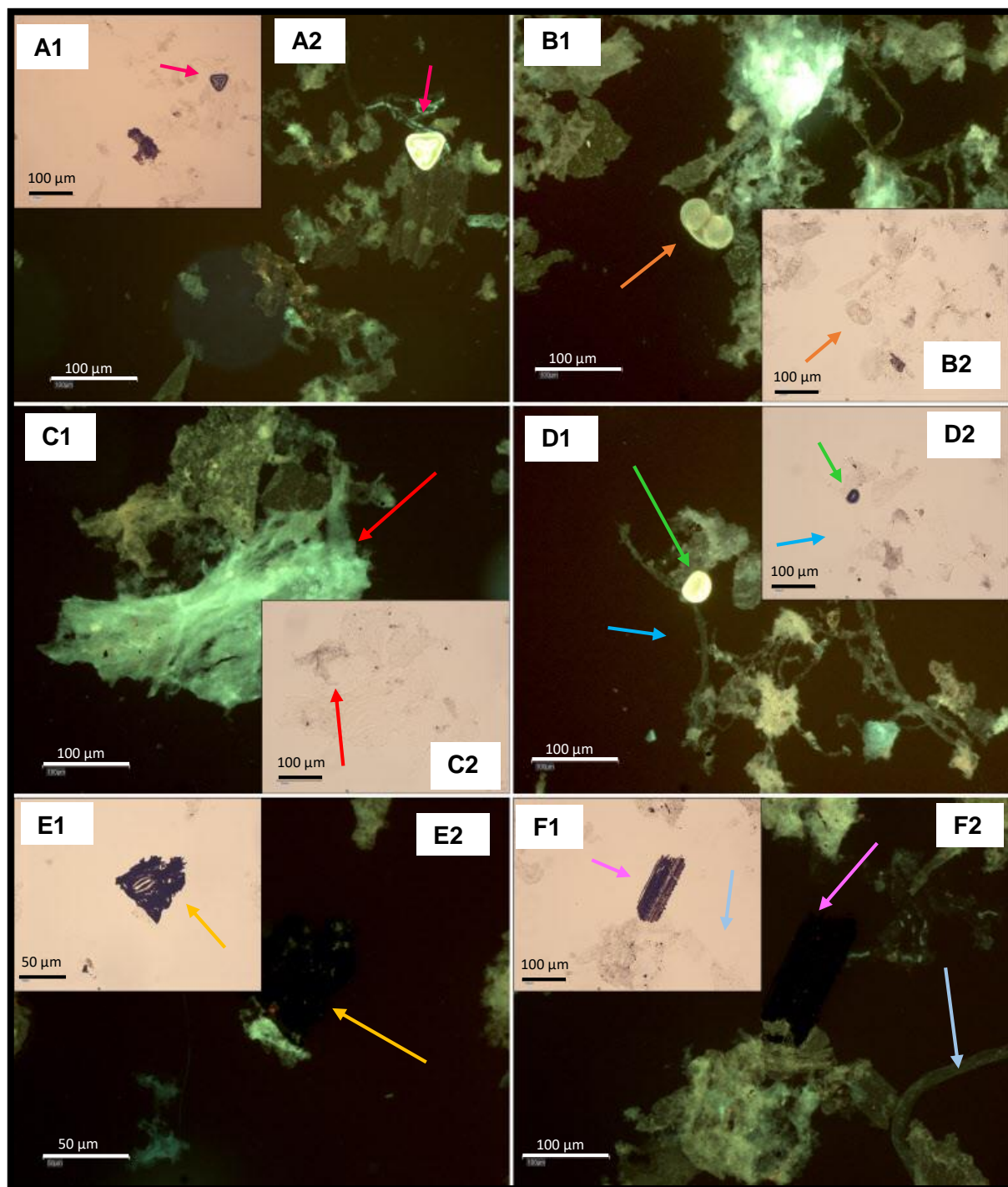
E1 – Hidrozoário Tentáculo (seta amarela) em LT; (Hydrozoan Tentacle (yellow arrow) in LT);

E2 – Hidrozoário Tentáculo (seta amarela) em LF; (Hydrozoan Tentacle (yellow arrow) in LF);

F1 – Fitoclasto não opaco bioestruturados perfurado (seta lilás); Hidrozoário Forma polipóides (seta azul claro) em LT; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (lilac arrow): Hydrozoan polypoid form (light blue arrow) in LT);

F2 – Fitoclasto não opaco bioestruturados perfurado (seta lilás); Hidrozoário Forma polipóides (seta azul claro) em LF; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (lilac arrow): Hydrozoan polypoid form (light blue arrow) in LF);





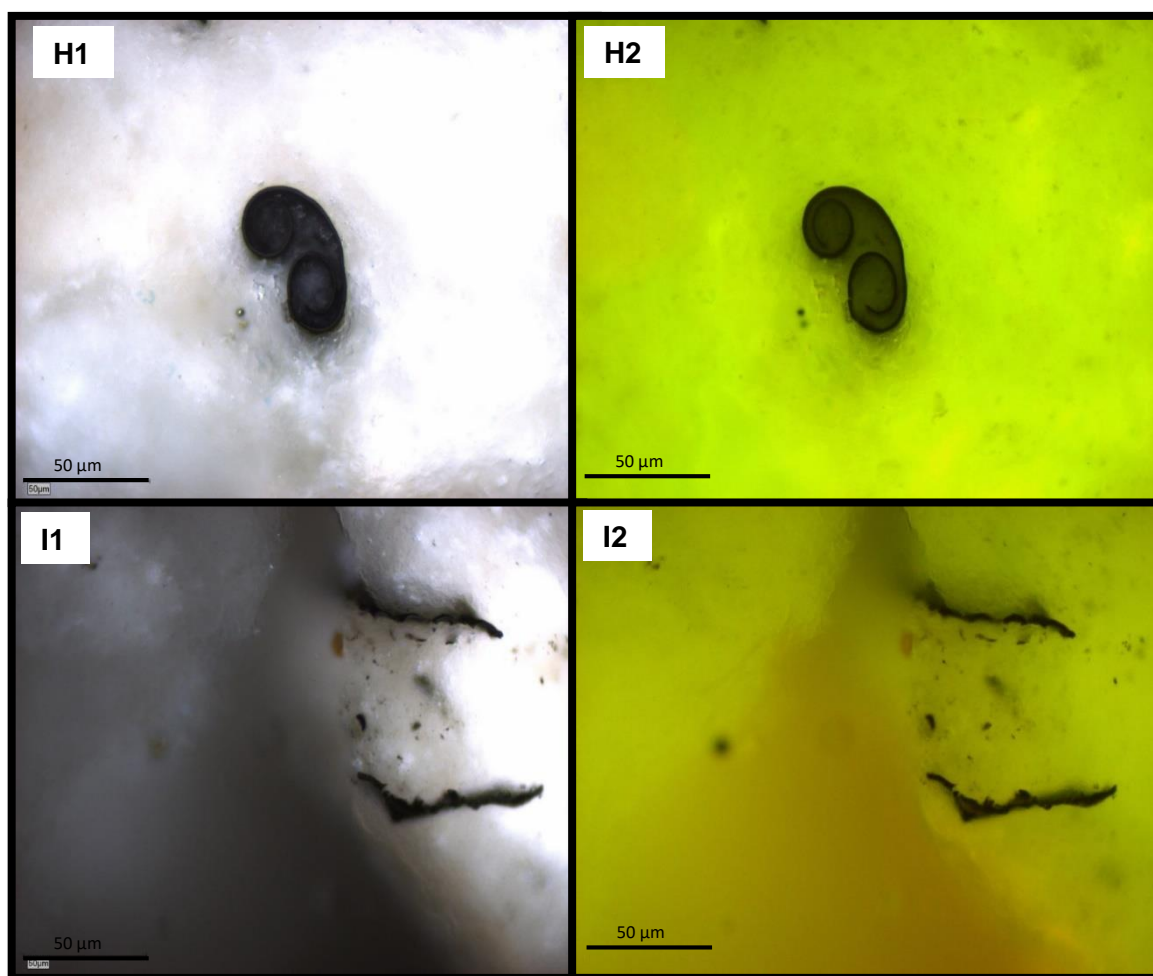


H1 – Palinomorfos zoomorfo Palinoforaminífero em LR; (Palynomorphs zoomorph foraminiferal in LR);

H2 – Palinomorfos zoomorfo Palinoforaminífero em LF; (Palynomorphs zoomorph foraminiferal in LF);

I1 – Hidrozoário Tentáculos em LR; (Hydrozoan Tentacle in LR);

I2 – Hidrozoário Tentáculos em LF; (Hydrozoan Tentacle in LF).



## Placa E

A1 – Hidrozoário Tentáculo (seta verde); Palinomorfo esporomorfo (seta vermelha); Hidrozoários forma polipóides (seta amarela) em LF; (Hydrozoan Tentacles (green arrow); Palynomorphs spore (red arrow); Hydrozoan polypoid form (yellow arrow) in LF);

A2 – Hidrozoário Tentáculo (seta verde); Palinomorfo esporomorfo (seta vermelha); Hidrozoários forma polipóides (seta amarela) em LT; (Hydrozoan Tentacles (green arrow); Palynomorphs spore (red arrow); Hydrozoan polypoid form (yellow arrow) in LT);

B1 – Hidrozoário forma medusóide (seta azul-escura) em LF; (Hydrozoan medusoid form (dark blue arrow) in LF);

B2 – Hidrozoário forma medusóide (seta azul-escura) em LT; (Hydrozoan medusoid form (dark blue arrow) in LT);

C1 – Palinomorfo esporomorfo (seta azul) em LT; (Palynomorph spore (blue arrow) in LT);

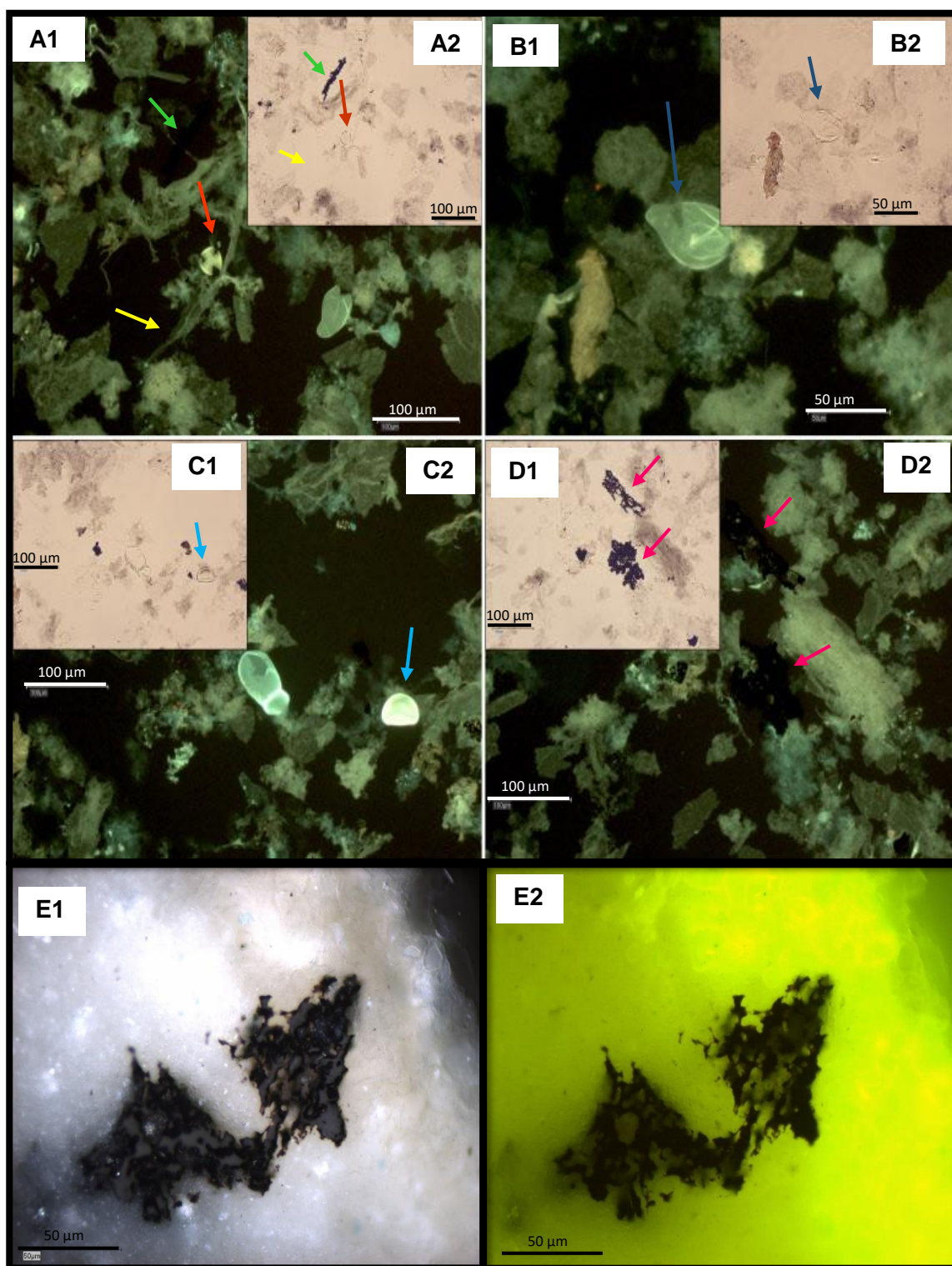
C2 – Palinomorfo esporomorfo (seta azul) em LF; (Palynomorph spore (blue arrow) in LF);

D1 – Hidrozoários tentáculos (setas rosas) em LT; (Hydrozoan Tentacles (pink arrows) in LT);

D2 – Hidrozoários tentáculos (setas rosas) em LF; (Hydrozoan Tentacles (pink arrows) in LF);

E1 – Hidrozoário Tentáculo ou Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado em LR; (Hydrozoan Tentacles or Phytoclast Non-opaque biostructured pitted in LR);

E2 – Hidrozoário Tentáculo ou Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado em LF; (Hydrozoan Tentacles or Phytoclast Non-opaque biostructured pitted in LF).



## Placa F

A1 – Hidrozoário Tentáculos (seta amarela) em LF; (Hydrozoan Tentacles (yellow arrow) in LF);

A2 – Hidrozoário Tentáculos (seta amarela) em LT; (Hydrozoan Tentacles (yellow arrow) in LT);

B1 – Amorfa EPS (seta vermelha); Hidrozoário Tentáculo (seta azul) em LF; (Amorphous EPS (red arrow); Hydrozoan Tentacle (blue arrow) in LF);

B2 – Amorfa EPS (seta vermelha); Hidrozoário Tentáculo (seta azul) em LT; (Amorphous EPS (red arrow); Hydrozoan Tentacle (blue arrow) in LT);

C1 – Palinomorfos esporomorfos (seta azul); Hidrozoário tentáculo (seta verde) em LT; (Palynomorph spore (blue arrow); Hydrozoan Tentacle (green arrow) in LT);

C2 – Palinomorfos esporomorfos (seta azul); Hidrozoário tentáculo (seta verde) em LF; (Palynomorph spore (blue arrow); Hydrozoan Tentacle (green arrow) in LF);

D1 – Fitoclasto não opaco Bioestruturado perfurado (seta roxa) em LT; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (purple arrow) in LT).

D2 – Fitoclasto não opaco Bioestruturado perfurado (seta roxa) em LF; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (purple arrow) in LF).

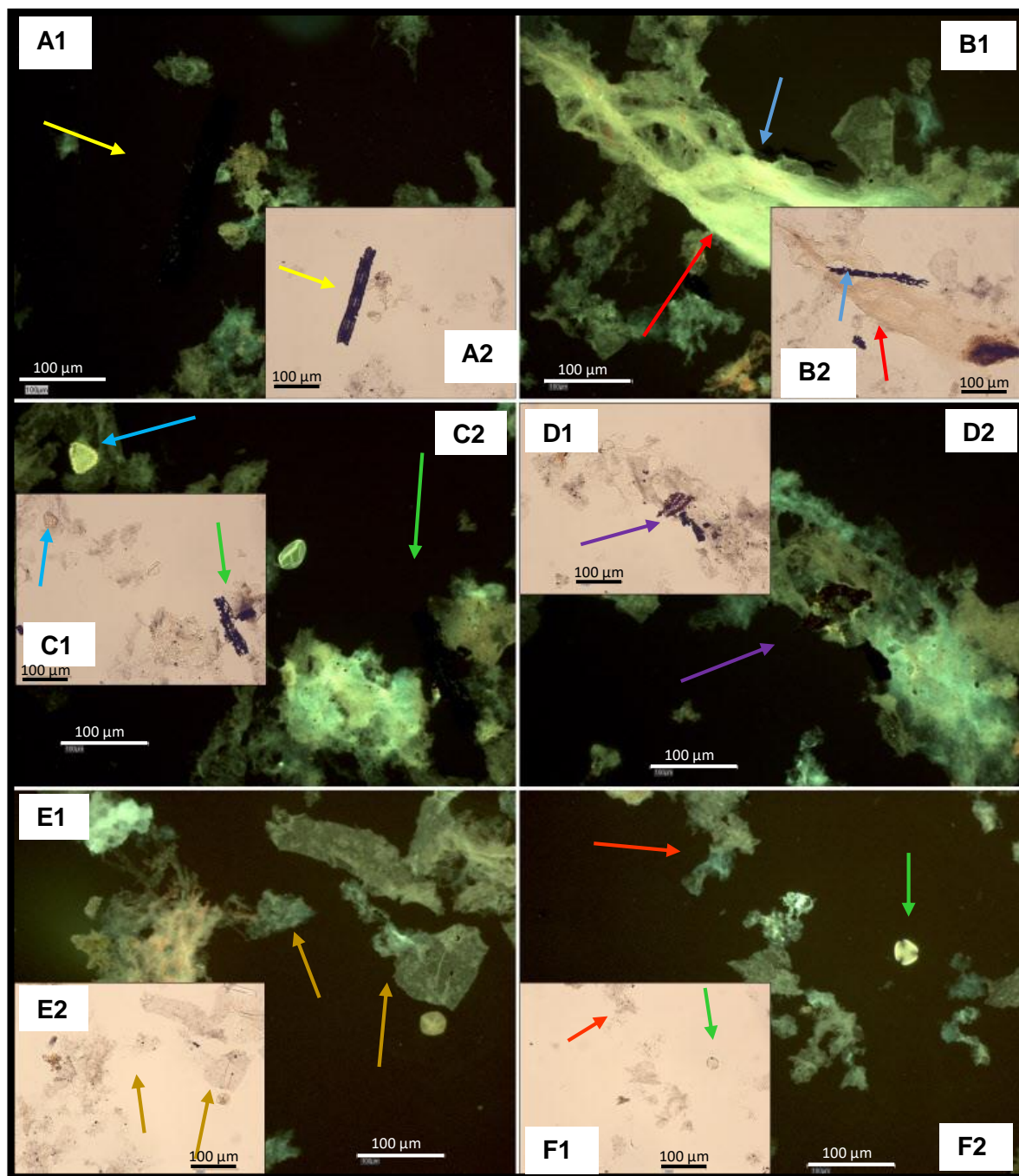
E1 – Hidrozoários Forma medusóides (setas douradas) em LT; (Hydrozoans medusoid forms (golden arrows) in LT);

E2 – Hidrozoários Forma medusóides (setas douradas) em LF; (Hydrozoans medusoid forms (golden arrows) in LF);

F1 – Hidrozoário forma medusóide (seta vermelha); Palinomorfo esporomorfo (seta verde) em LT; (Hydrozoan medusoid form (red arrow); Palynomorph spore (green arrow) in LT);

F2 – Hidrozoário forma medusóide (seta vermelha); Palinomorfo esporomorfo (seta verde) em LF; (Hydrozoan medusoid form (red arrow); Palynomorph spore (green arrow) in LF);

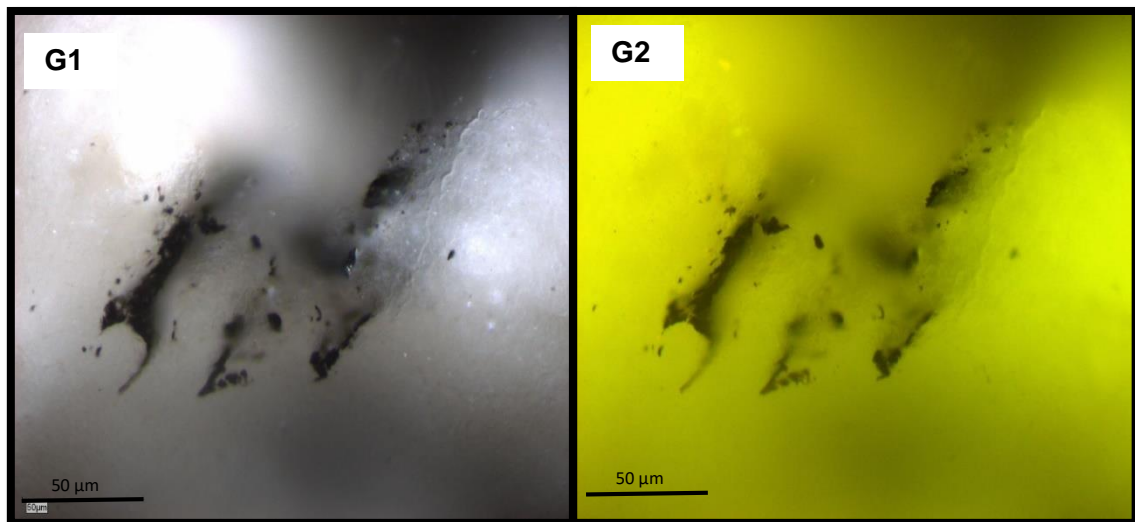




G1 – Hidrozoários tentáculos em LR; (Hydrozoans Tentacles in LR);

G2 – Hidrozoários tentáculos em LF; (Hydrozoans Tentacles in LF).





## Placa G

A1 – Hidrozoário tentáculo (seta vermelha) em LT; (Hydrozoan Tentacle (red arrow) in LT);

A2 – Hidrozoário tentáculo (seta vermelha) em LF; (Hydrozoan Tentacle (red arrow) in LF);

B1 – Hidrozoário tentáculo (seta verde) em LT; (Hydrozoan Tentacle (green arrow) in LT);

B2 – Hidrozoário tentáculo (seta verde) em LF; (Hydrozoan Tentacle (green arrow) in LF);

C1 – Amorfa EPS (seta azul) em LT; (Amorphous EPS (blue arrow) in LT);

C2 – Amorfa EPS (seta azul) em LF; (Amorphous EPS (blue arrow) in LF);

D1 – Hidrozoário forma polipóide (seta verde); Palinomorfo esporomorfo com trilete (seta laranja); Zooclasto (seta lilás); Hidrozoário forma medusóide (seta dourada) em LF; (Hydrozoan polypoid form (green arrow); Palynomorph spore with trilete (orange arrow); Zooclast (lilac arrow); Hydrozoan medusoid form (golden arrow) in LF);

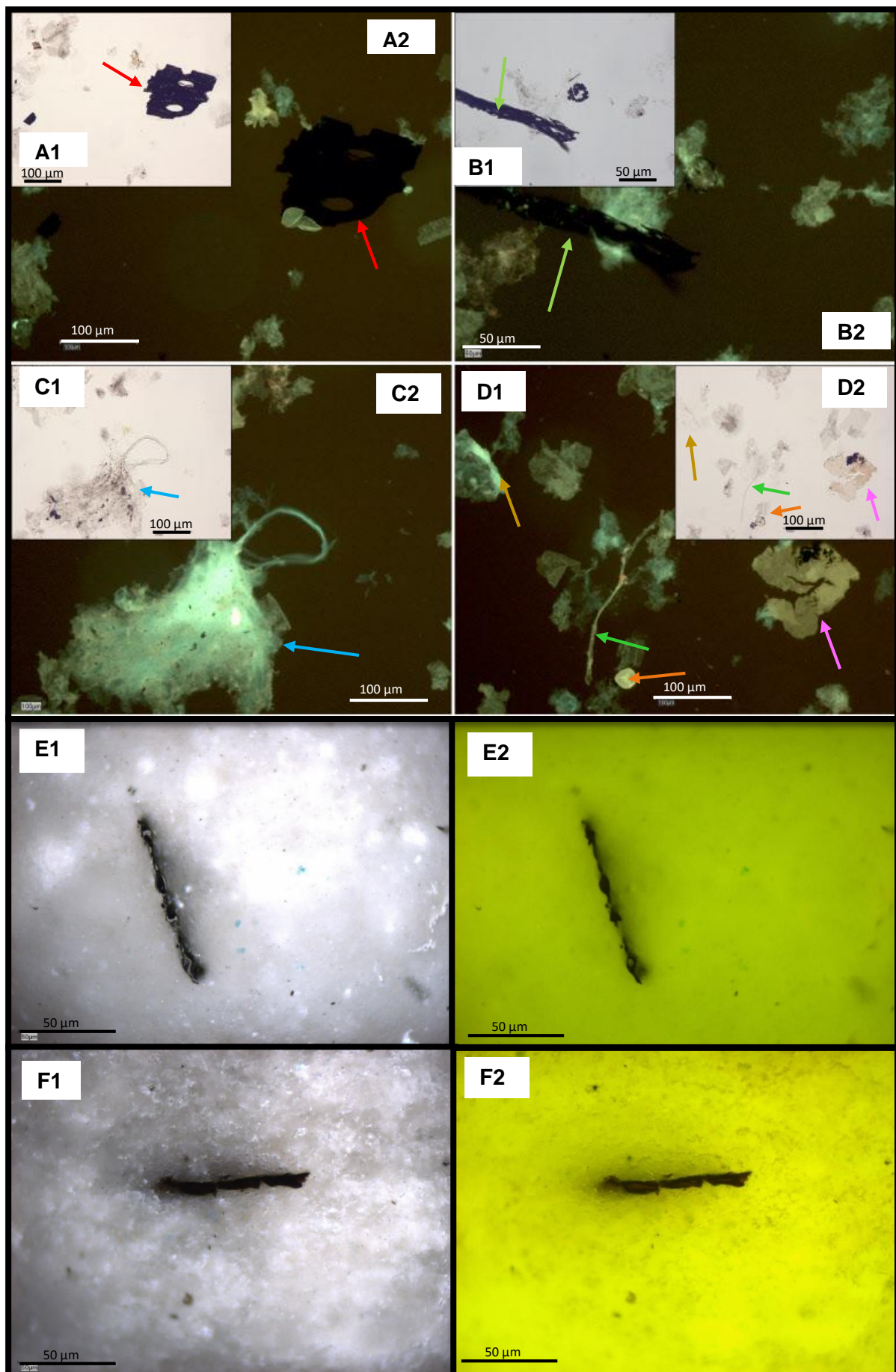
D2 – Hidrozoário forma polipóide (seta verde); Palinomorfo esporomorfo com trilete (seta laranja); Zooclasto (seta lilás); Hidrozoário forma medusóide (seta dourada) em LT; (Hydrozoan polypoid form (green arrow); Palynomorph spore with trilete (orange arrow); Zooclast (lilac arrow); Hydrozoan medusoid form (golden arrow) in LT);

E1 – Hidrozoário tentáculo ou forma polipóide em LR; (Hydrozon tentacle or polypoid form in LR);

E2 – Hidrozoário tentáculo ou forma polipóide em LF; (Hydrozon tentacle or polypoid form in LF);

F1 – Hidrozoário tentáculo ou forma polipóide em LR; (Hydrozon tentacle or polypoid form in LR);

F2 – Hidrozoário tentáculo ou forma polipóide em LF; (Hydrozon tentacle or polypoid form in LF).



## Placa H

A1 – Hidrozoário tentáculo (seta vermelha) em LT; (Hydrozon tentacle (red arrow) in LT);

A2 – Hidrozoário tentáculo (seta vermelha) em LF; (Hydrozon tentacle (red arrow) in LF);

B1 – Hidrozoário forma medusóide (seta azul) em LF; (Hydrozon medusoid form (blue arrow) in LF);

B2 – Hidrozoário forma medusóide (seta azul) em LT; (Hydrozon medusoid form (blue arrow) in LT);

C1 – Hidrozoário forma polipóide (seta rosa) em LF; (Hydrozon polypoid form (pink arrow) in LF);

C2 – Hidrozoário forma polipóide (seta rosa) em LT; (Hydrozon polypoid form (pink arrow) in LT);

D1 – Fitoclasto cutícula (seta verde) em LT; (Phytoplast cuticle (green arrow) in LT);

D2 – Fitoclasto cutícula (seta verde) em LF; (Phytoplast cuticle (green arrow) in LF);

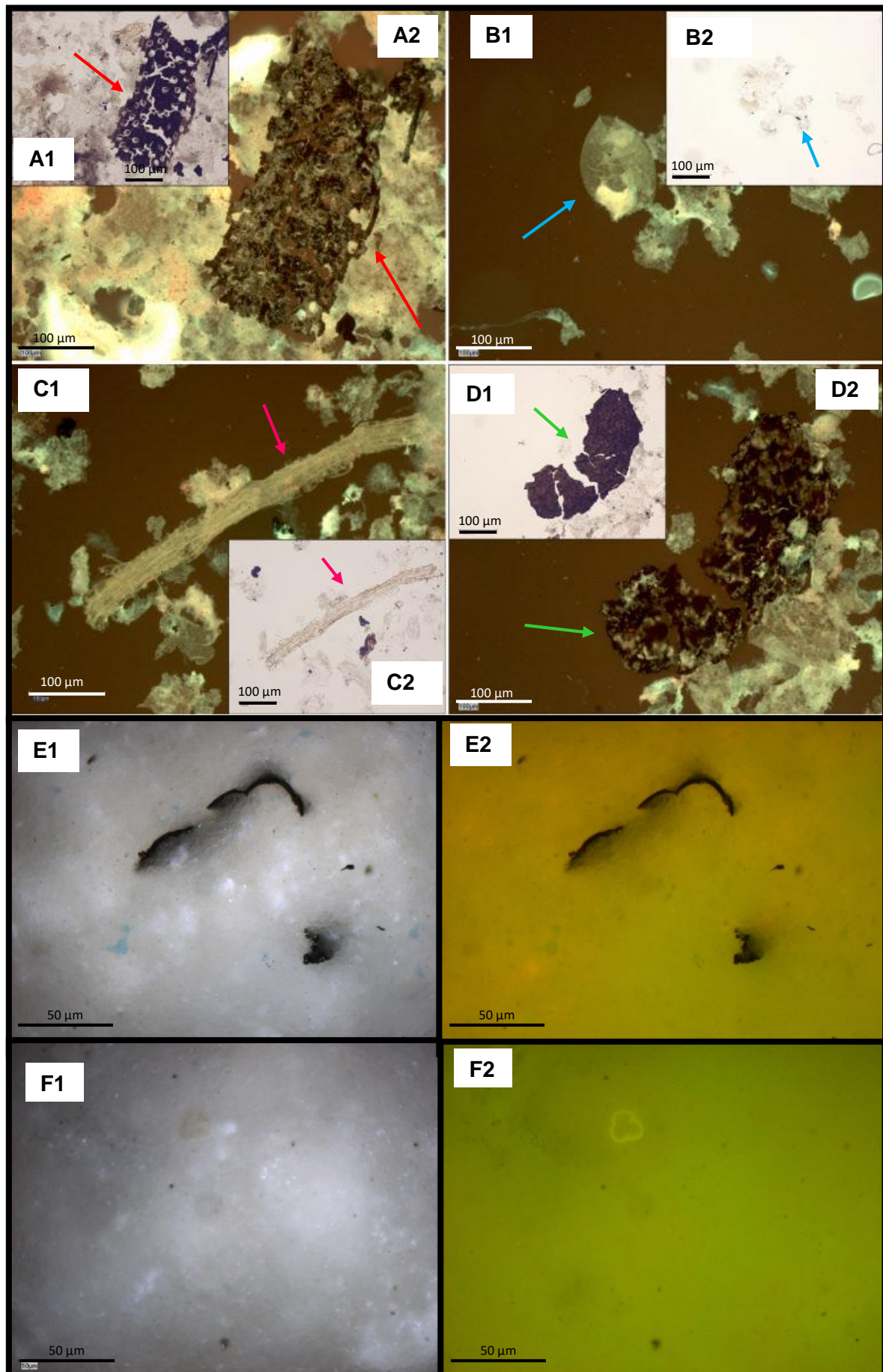
E1 – Hidrozoário tentáculo ou forma polipóide em LR; (Hydrozoan Tentacle or polypoid form in LR);

E2 – Hidrozoário tentáculo ou forma polipóide em LF; (Hydrozoan Tentacle or polypoid form in LF);

F1 – Palinomorfo esporomorfo em LR; (Palynomorph spore in LR);

F2 – Palinomorfo esporomorfo em LF; (Palynomorph spore in LF);



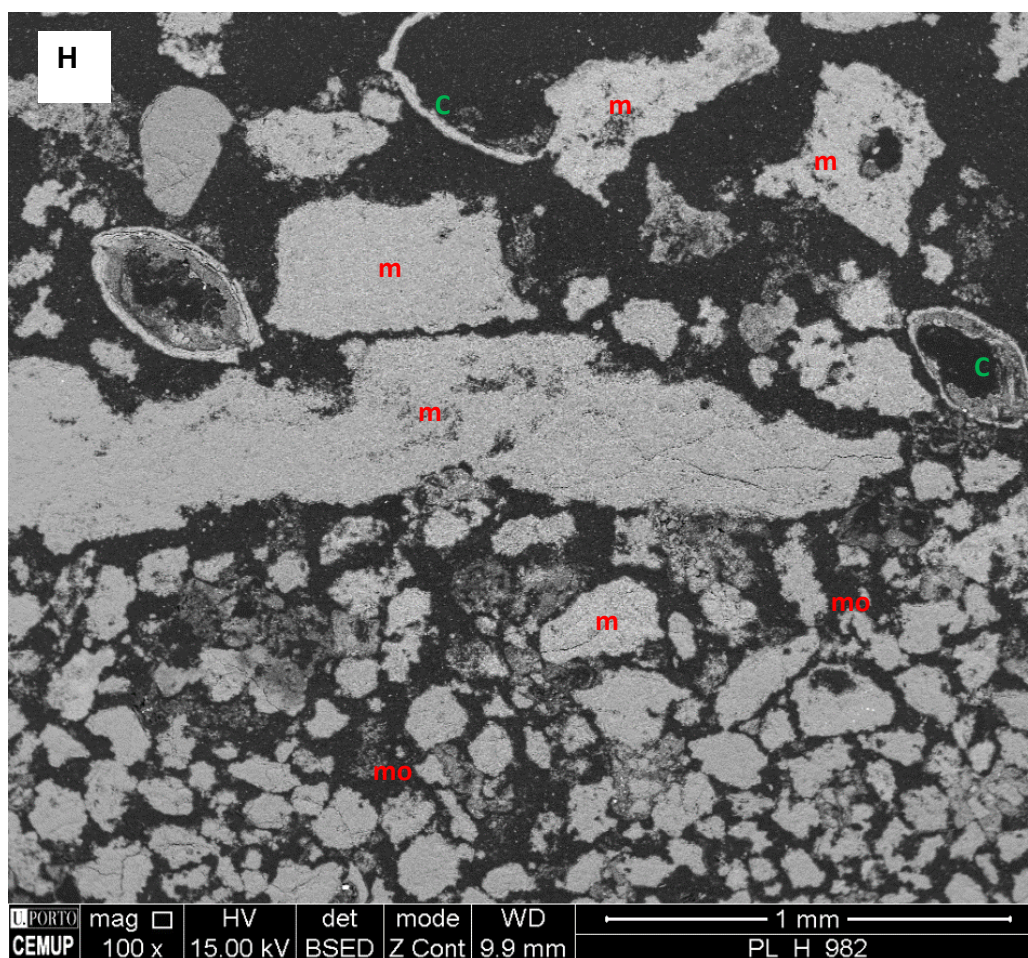
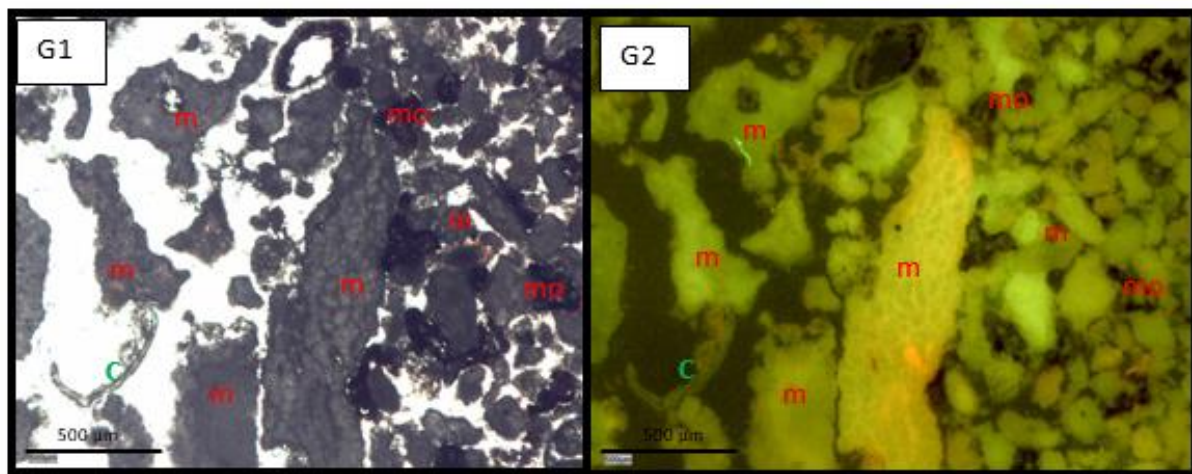


G1 – Micrite (m), Matéria Orgânica (mo) e Bioclasto (Restos de conchas) (C) em NII; (Micrite (m), Organic Matter (mo) and Bioclast (Remains of shells) (C) in PPL);

G2 – Micrite (m), Matéria Orgânica (mo), e Bioclasto (Restos de conchas) (C) em LF; (Micrite (m), Organic Matter (mo) and Bioclast (Remains of shells) (C) in LF);

H – Imagem em SEM da lâmina delgada; (SEM image of blade slim).







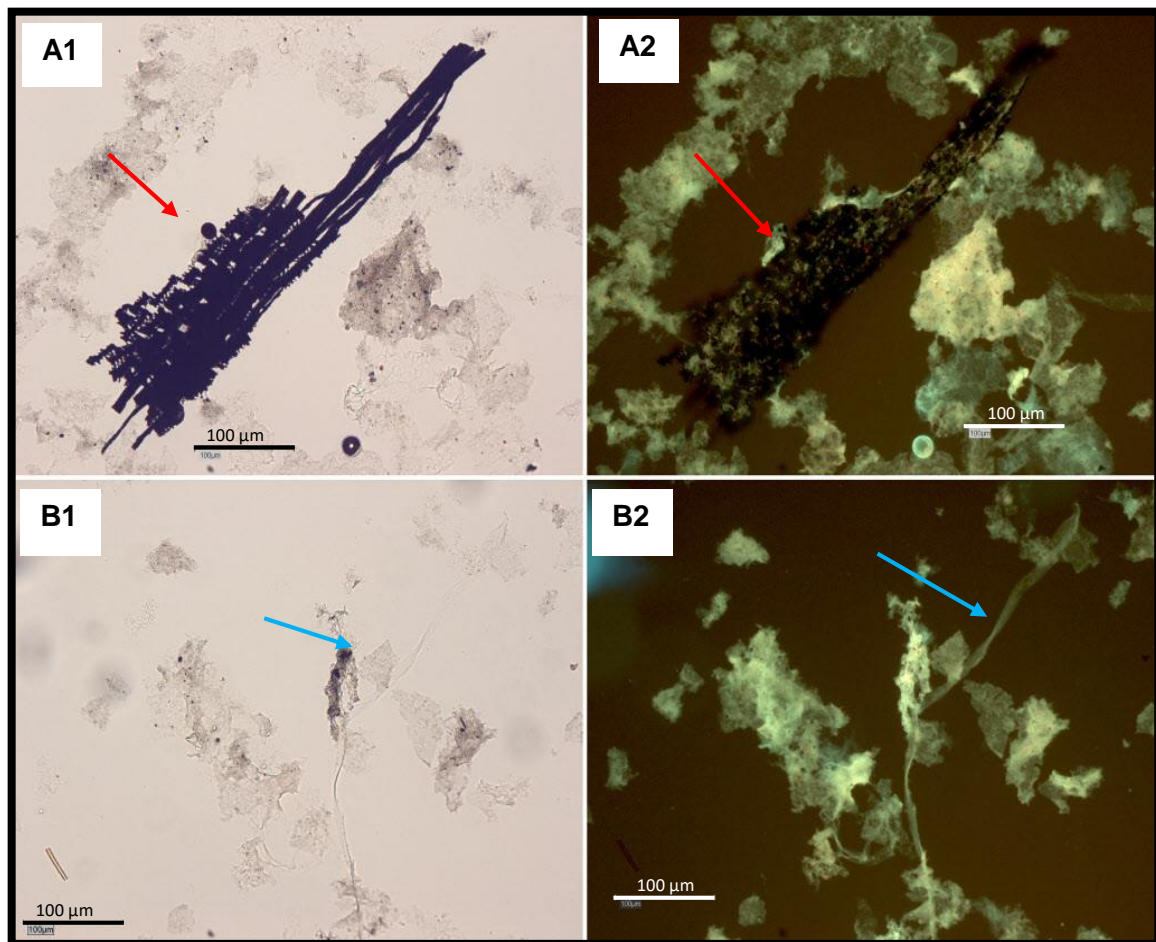
## Placa I

A1 – Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado (seta vermelha) em LT; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (red arrow) in LT);

A2 – Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado (seta vermelha) em LF; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (red arrow) in LF);

B1 – Hidrozoário forma polipóide (seta azul) em LT; (Hydrozoan polypoid form (blue arrow) in LT);

B2 – Hidrozoário forma polipóide (seta azul) em LF; (Hydrozoan polypoid form (blue arrow) in LF);



C1 – Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado (seta vermelha) em LF; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (red arrow) in LF);

C2 – Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado (seta vermelha) em LT; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (red arrow) in LT);

D1 – Hidrozoário forma polipóide (seta roxa); Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado (seta azul) em LF; (Hydrozoan polypoid form (purple arrow); Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (blue arrow) in LF);

D2 – Hidrozoário forma polipóide (seta roxa); Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado (seta azul) em LT; (Hydrozoan polypoid form (purple arrow); Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (blue arrow) in LT);

E1 – Hidrozoário forma medusóide (seta rosa) em LF; (Hydrozoan medusoid form (pink arrow) in LF);

E2 – Hidrozoário forma medusóide (seta rosa) em LT; (Hydrozoan medusoid form (pink arrow) in LT);

F1 – Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado (seta amarela); Hidrozoário forma medusóide (seta verde) em LF; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (yellow arrow); Hydrozoan medusoid form (green arrow) in LF);

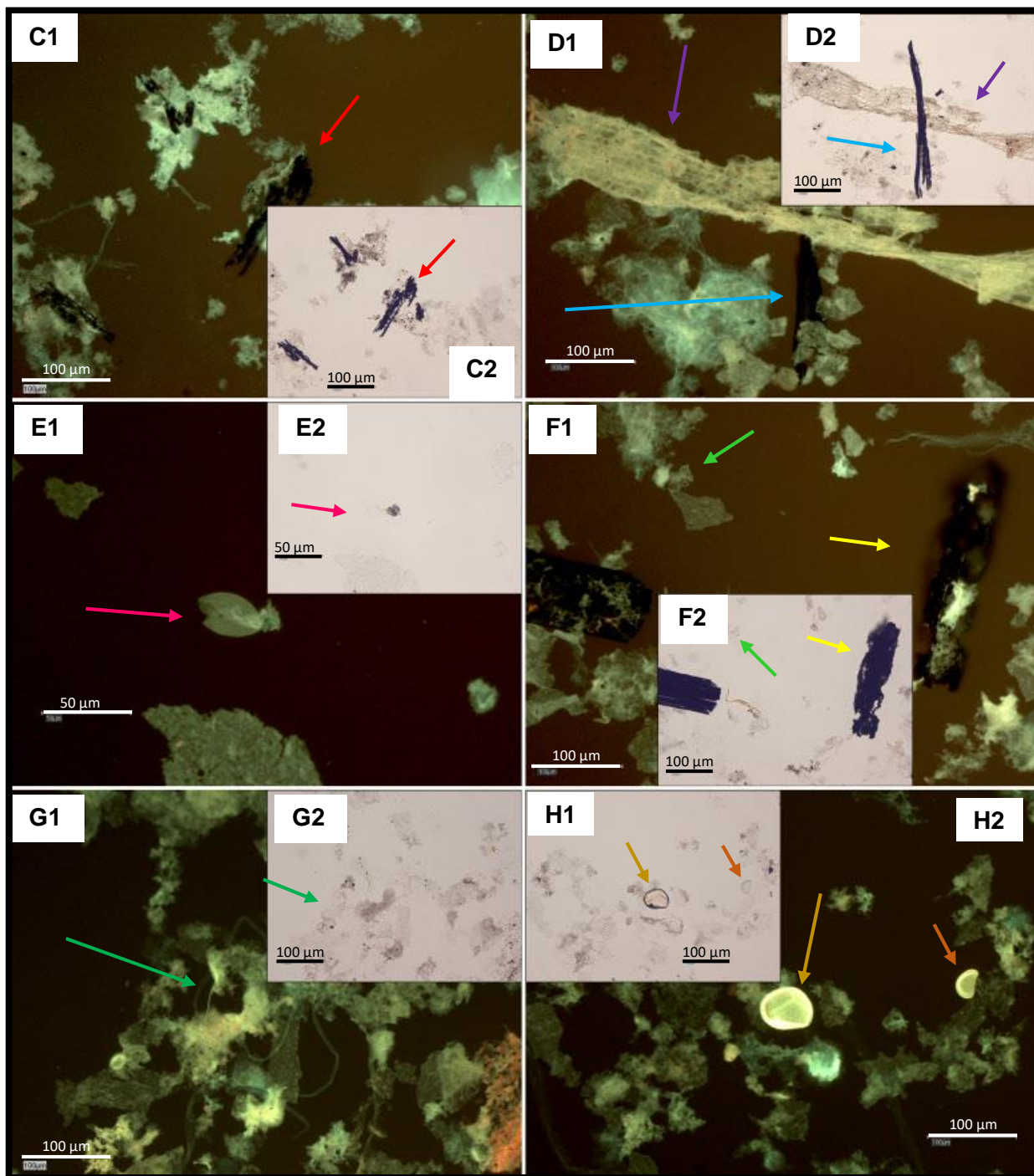
F2 – Fitoclasto não opaco bioestruturado perfurado (seta amarela); Hidrozoário forma medusóide (seta verde) em LT; (Phytoclast Non-opaque biostructured pitted (yellow arrow); Hydrozoan medusoid form (green arrow) in LT);

G1 – Hidrozoário forma polipóide (seta verde) em LF; (Hydrozoan polypoid form (green arrow) in LF);

G2 – Hidrozoário forma polipóide (seta verde) em LT; (Hydrozoan polypoid form (green arrow) in LT);

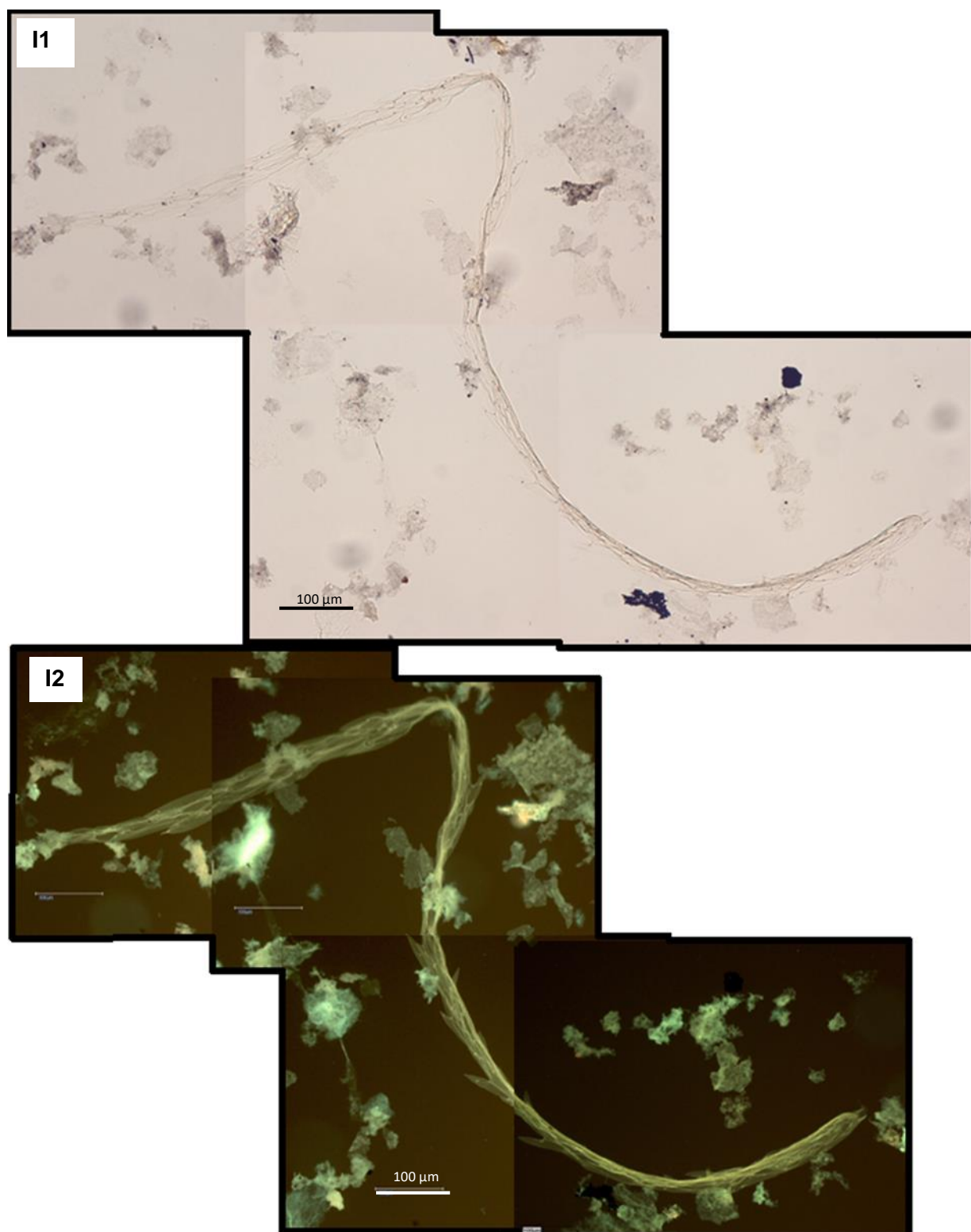
H1 – Palinomorfo esporomorfos ornamentado (seta laranja); Palinomorfo esporomorfo com trilete (seta dourada) em LT; (Palynomorph spore ornate (orange arrow); Palynomorph spore with trilete (golden arrow) in LT);

H2 – Palinomorfo esporomorfos ornamentado (seta laranja); Palinomorfo esporomorfo com trilete (seta dourada) em LF; (Palynomorph spore ornate (orange arrow); Palynomorph spore with trilete (golden arrow) in LF);



I1 – Hidrozoário forma polipóide em LT; (Hydrozoan polypoid form in LT);

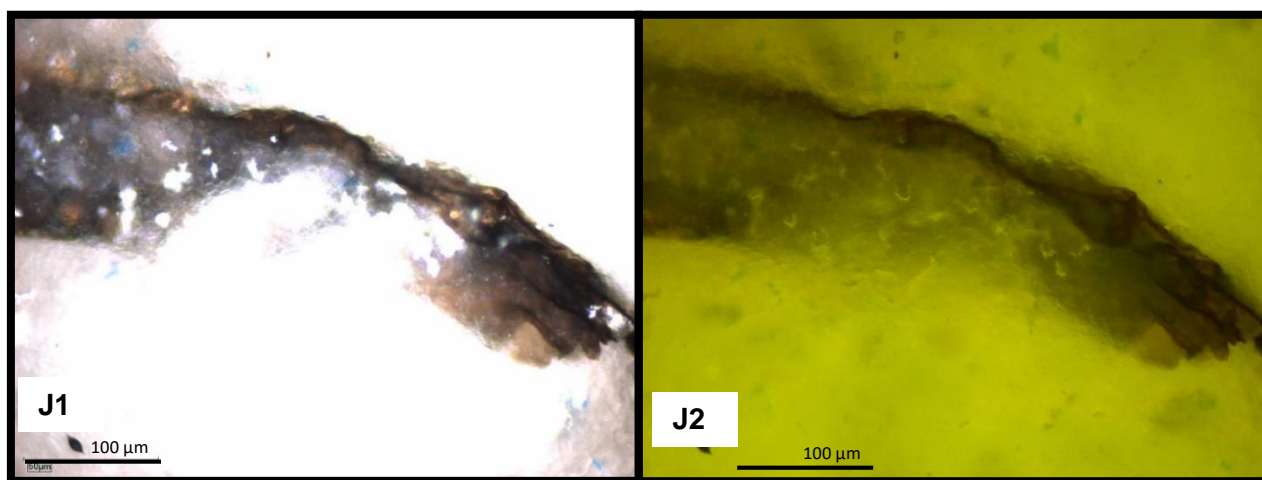
I2 – Hidrozoário forma polipóide em LF; (Hydrozoan polypoid form in LF);





J1 – Hidrozoário forma polipóide em LR; (Hydrozoan polypoid form in LR);

J2 – Hidrozoário forma polipóide em LF; (Hydrozoan polypoid form in LF).

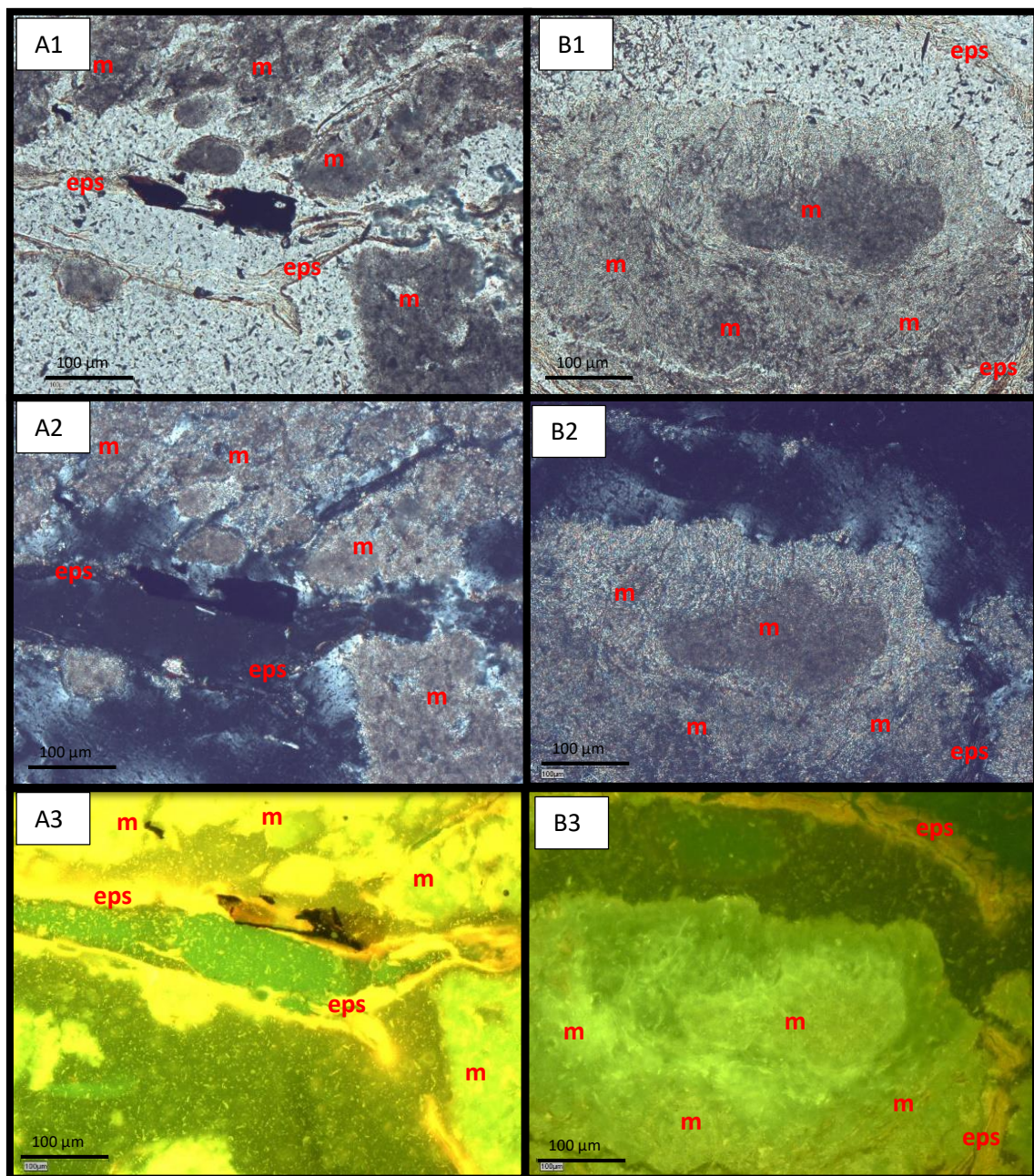


## Esteira

A1, A2 e A3 – Amorfa EPS (eps) e Micrite (m). (A1: NII; A2: NX; A3: LF); (Amorphous EPS (eps) and Micrite (m). (A1: PPL; A2: XPL; A3: LF));

B1, B2 e B3 – Amorfa EPS (eps) e Micrite (m). (B1: NII; B2: NX; B3: LF); (Amorphous EPS (eps) and Micrite (m). (B1: PPL; B2: XPL; B3: LF));

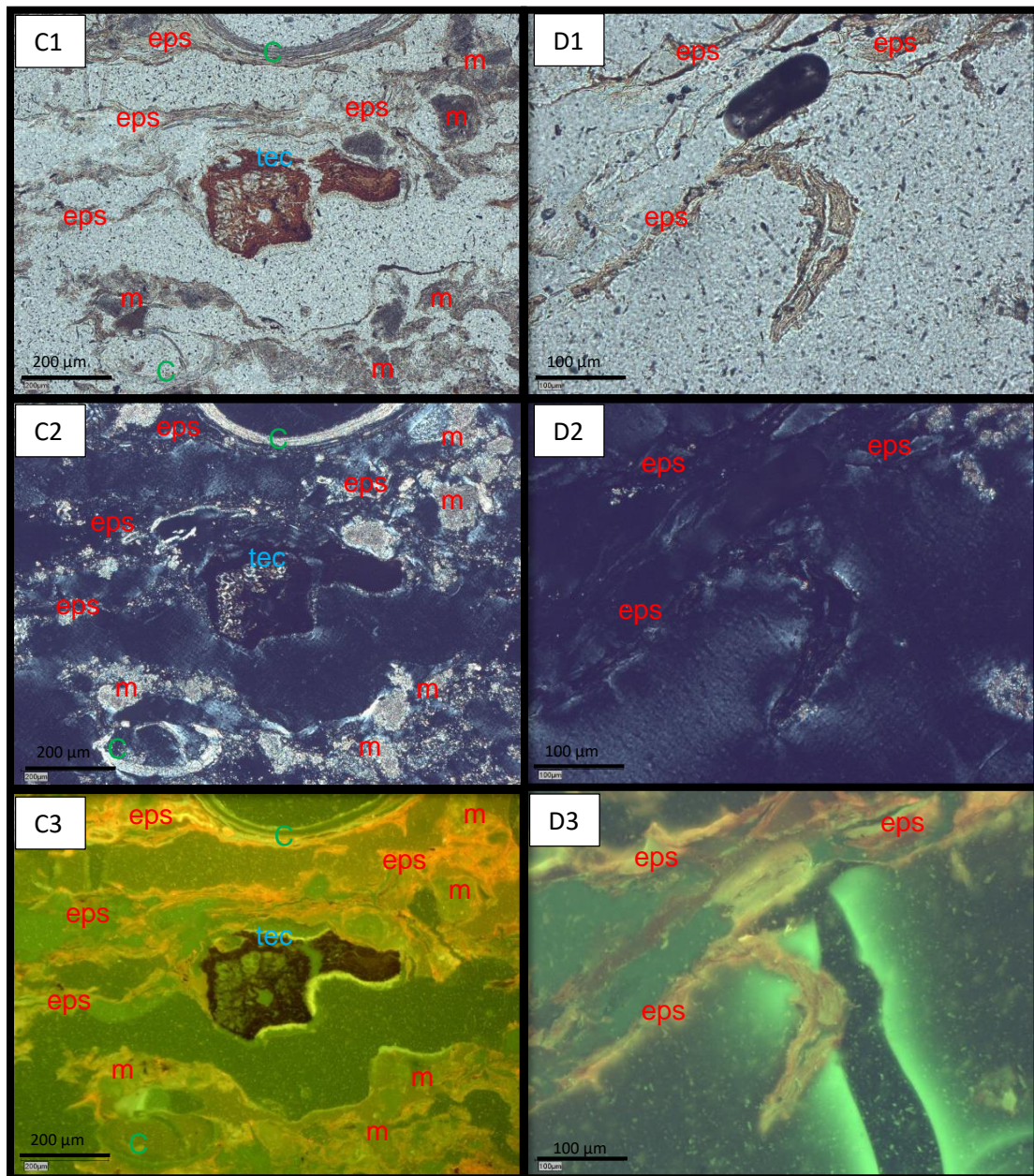




C1, C2 e C3 – Amorfa EPS (eps), Micrite (m), Tecido com recristalização (tec) e Bioclasto (Restos de conchas) (C). (C1: NII; C2: NX; C3: LF); (Amorphous EPS (eps), Micrite (m), Tissue with recrystallization (tec) and Bioclast (Remains of shells) (C). (C1: PPL; C2: XPL; C3: LF));

D1, D2 e D3 – Amorfa EPS (eps). (D1: NII; D2: NX; D3: LF); (Amorphous EPS (eps). (D1: PPL; D2: XPL; D3: LF));

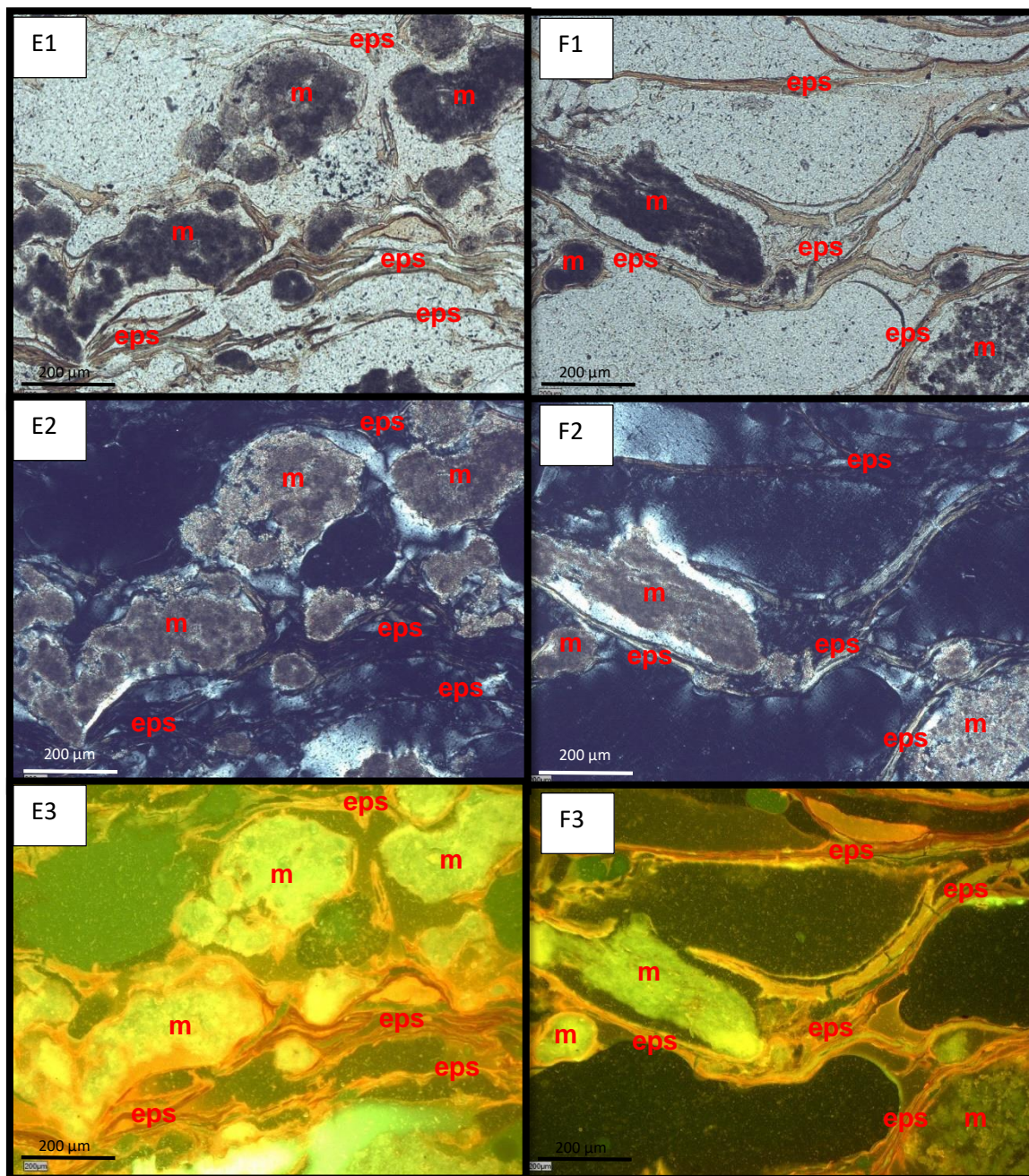




E1, E2 e E3 – Amorfa EPS (eps) e Micrite (m). (E1: NII; E2: NX; E3: LF); (Amorphous EPS (eps) and Micrite (m). (E1: PPL; E2: XPL; E3: LF));

F1, F2 e F3 – Amorfa EPS (eps) e Micrite (m). (F1: NII; F2: NX; F3: LF); (Amorphous EPS (eps) and Micrite (m). (F1: PPL; F2: XPL; F3: LF));

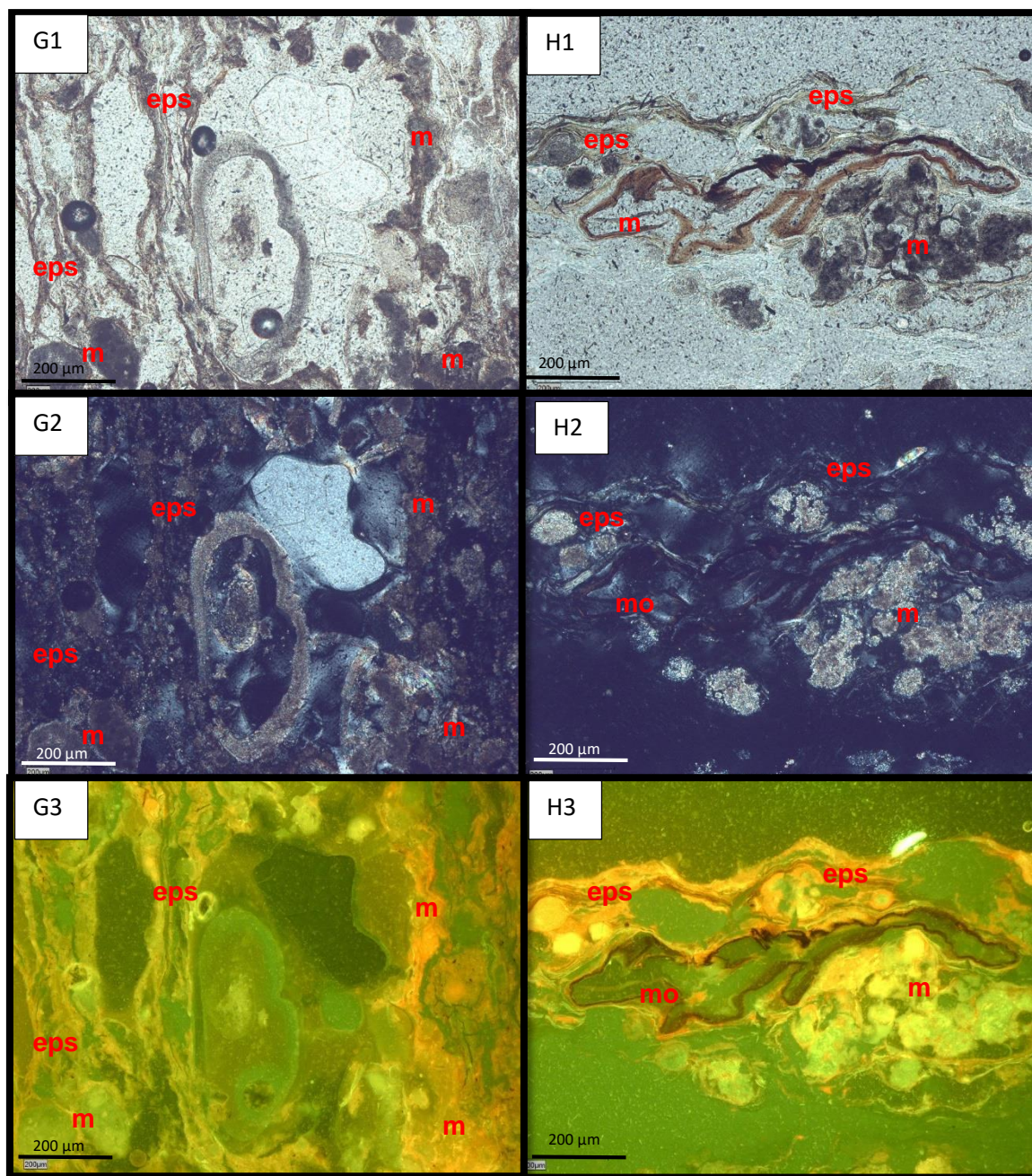




G1, G2 e G3 – Amorfa EPS (eps), Micrite (m) e Bioclasto (B). (G1: NII; G2: NX; G3: LF); (Amorphous EPS (eps) and Micrite (m). (G1: PPL; G2: XPL; G3: LF));

H1, H2 e H3 – Amorfa EPS (eps), Micrite (m) e Matéria Orgânica (mo). (H1: NII; H2: NX; H3: LF); (Amorphous EPS (eps), Micrite (m) and Organic Matter (mo). (H1: PPL; H2: XPL; H3: LF));





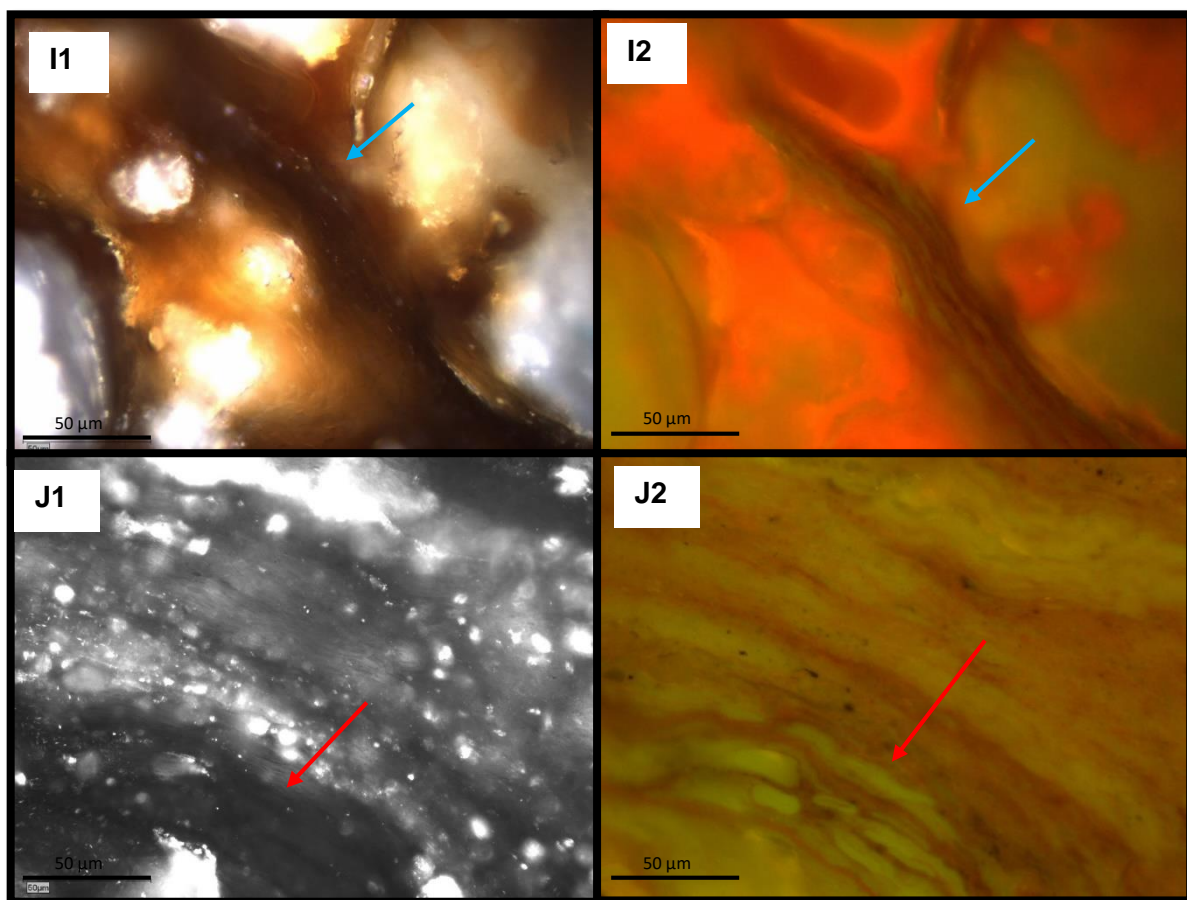


I1 – Amorfa EPS (seta azul) em LR; (Amorphous EPS (eps) (blue arrow) in LR);

I2 – Amorfa EPS (seta azul) em LF; (Amorphous EPS (eps) (blue arrow) in LF);

J1 – Lamalginites (seta vermelha) em LR; (Lamalginites (red arrow) in LR);

J2 – Lamalginites (seta vermelha) em LF; (Lamalginites (red arrow) in LF).



## Esteira da Base

A1 – Hidrozoários brotos (seta preta) em LT; (Hydrozoan sprounts (black arrow) in LT);

A2 – Hidrozoários brotos (seta preta) em LF; (Hydrozoan sprounts (black arrow) in LF);

B1 - Hidrozoários brotos (seta azul) em LF; (Hydrozoan sprounts (blue arrow) in LF);

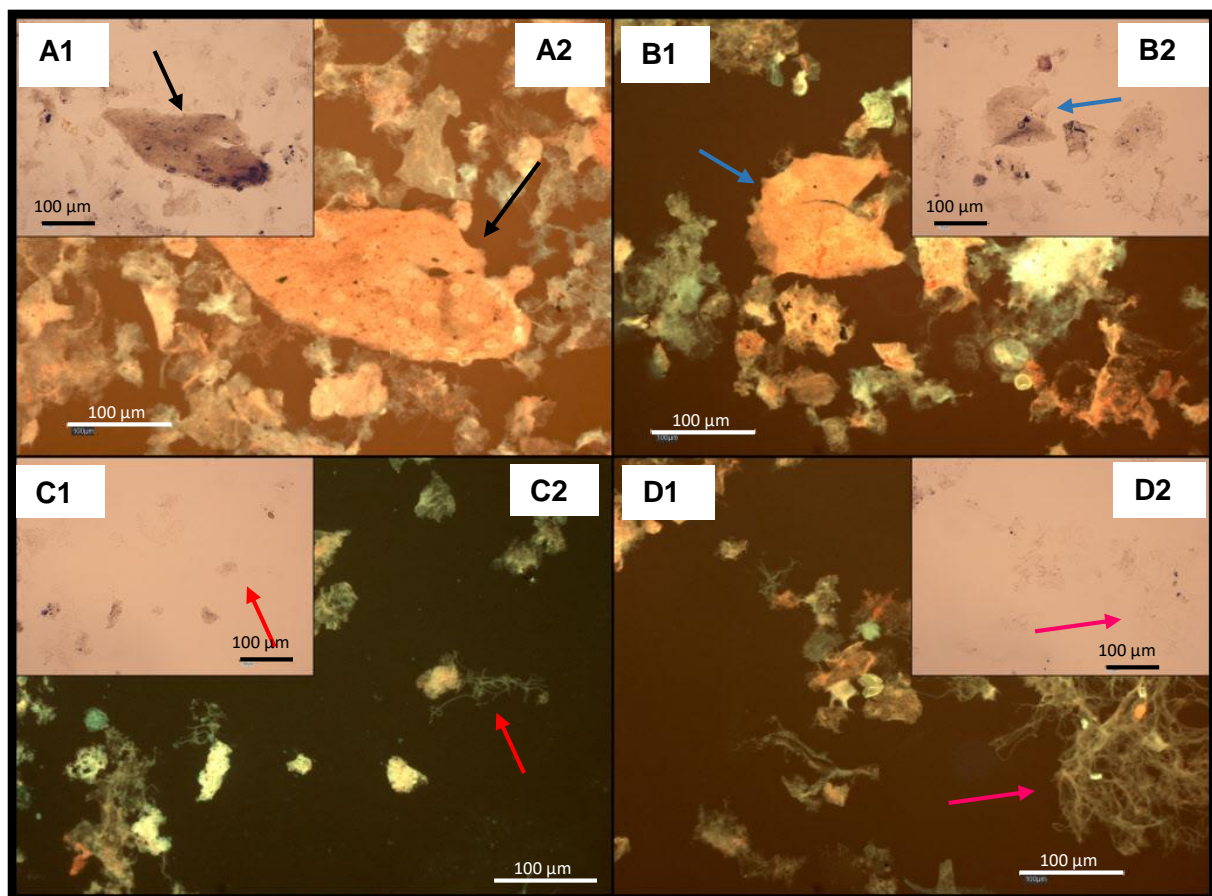
B1 - Hidrozoários brotos (seta azul) em LT; (Hydrozoan sprounts (blue arrow) in LT);

C1 – Hidrozoário forma medusóide (seta vermelha) em LT; (Hydrozoan medusoid form (red arrow) in LT);

C2 – Hidrozoário forma medusóide (seta vermelha) em LF; (Hydrozoan medusoid form (red arrow) in LF);

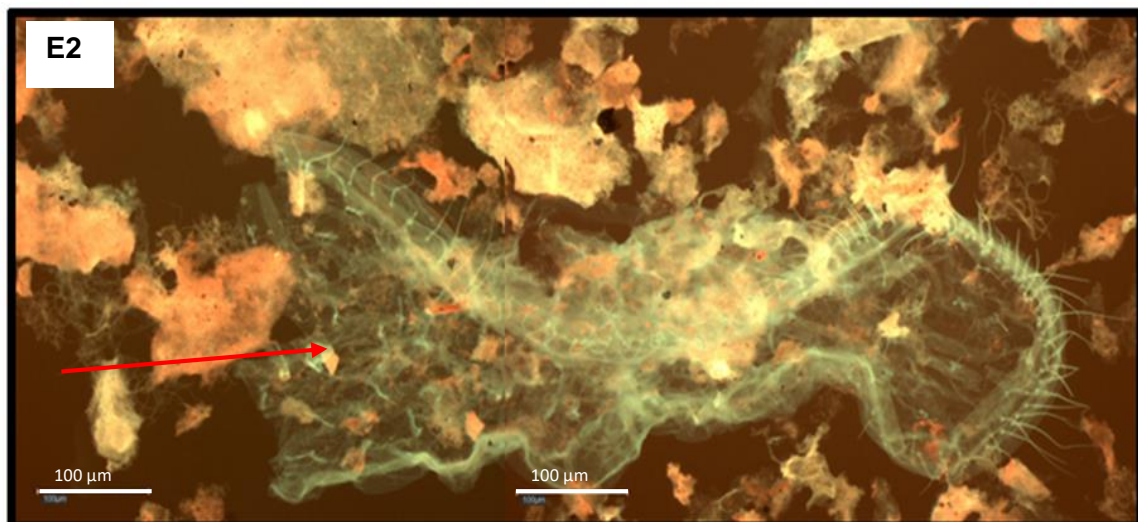
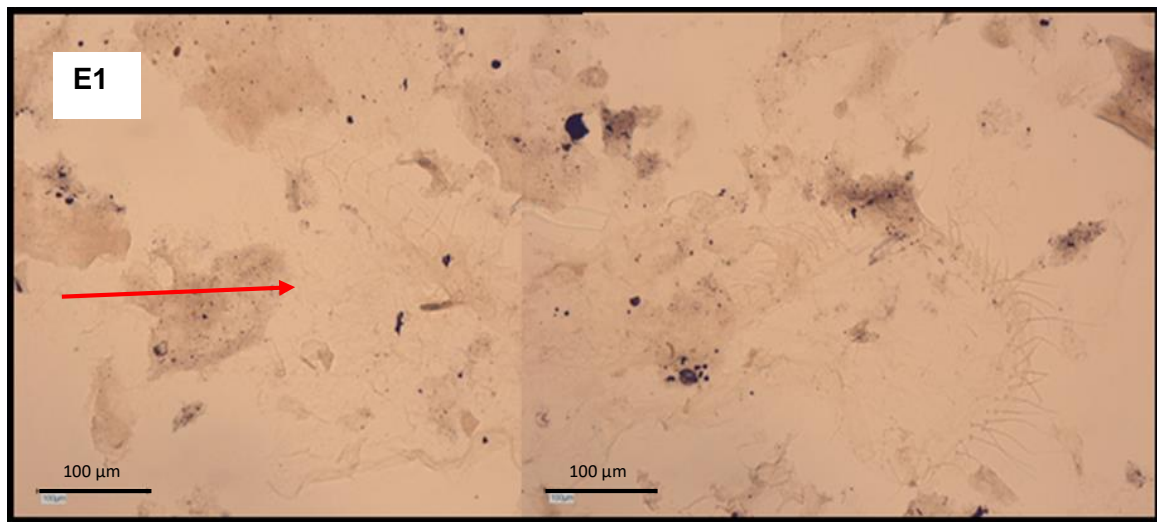
D1 – Hidrozoário forma polipóides (seta rosa) em LF; (Hydrozoan polypoid form (pink arrow) in LF);

D2 – Hidrozoário forma polipóides (seta rosa) em LT; (Hydrozoan polypoid form (pink arrow) in LT);



E1 – Hidrozoário forma medusóide (seta vermelha) em LT; (Hydrozoan medusoid form (red arrow) in LT);

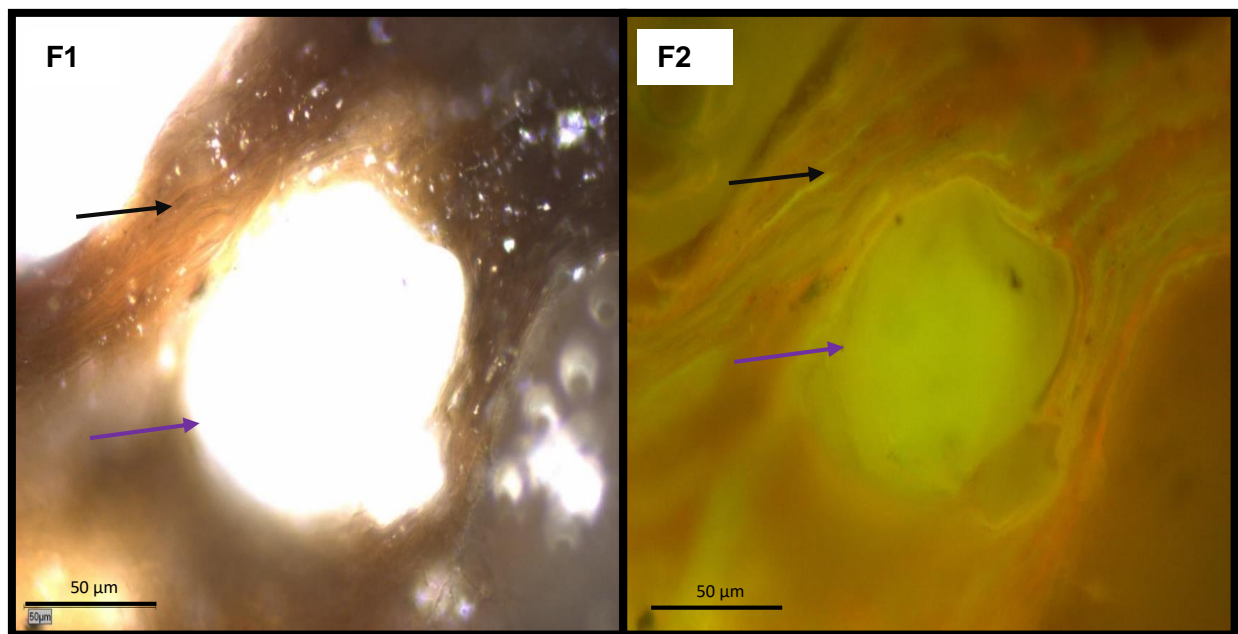
E2 – Hidrozoário forma medusóide (seta vermelha) em LF; (Hydrozoan medusoid form (red arrow) in LF);





F1 – Amorfa EPS (seta preta); Carbonato (seta roxa) em LR; (Amorphous EPS (black arrow); Carbonates (purple arrow) in LR);

F2 – Amorfa EPS (seta preta); Carbonato (seta roxa) em LF; (Amorphous EPS (black arrow); Carbonates (purple arrow) in LF).



## Esteira do Meio

A1 – Hidrozoário broto (seta preta) em LF; (Hydrozoan sprouts (black arrow) in LF);

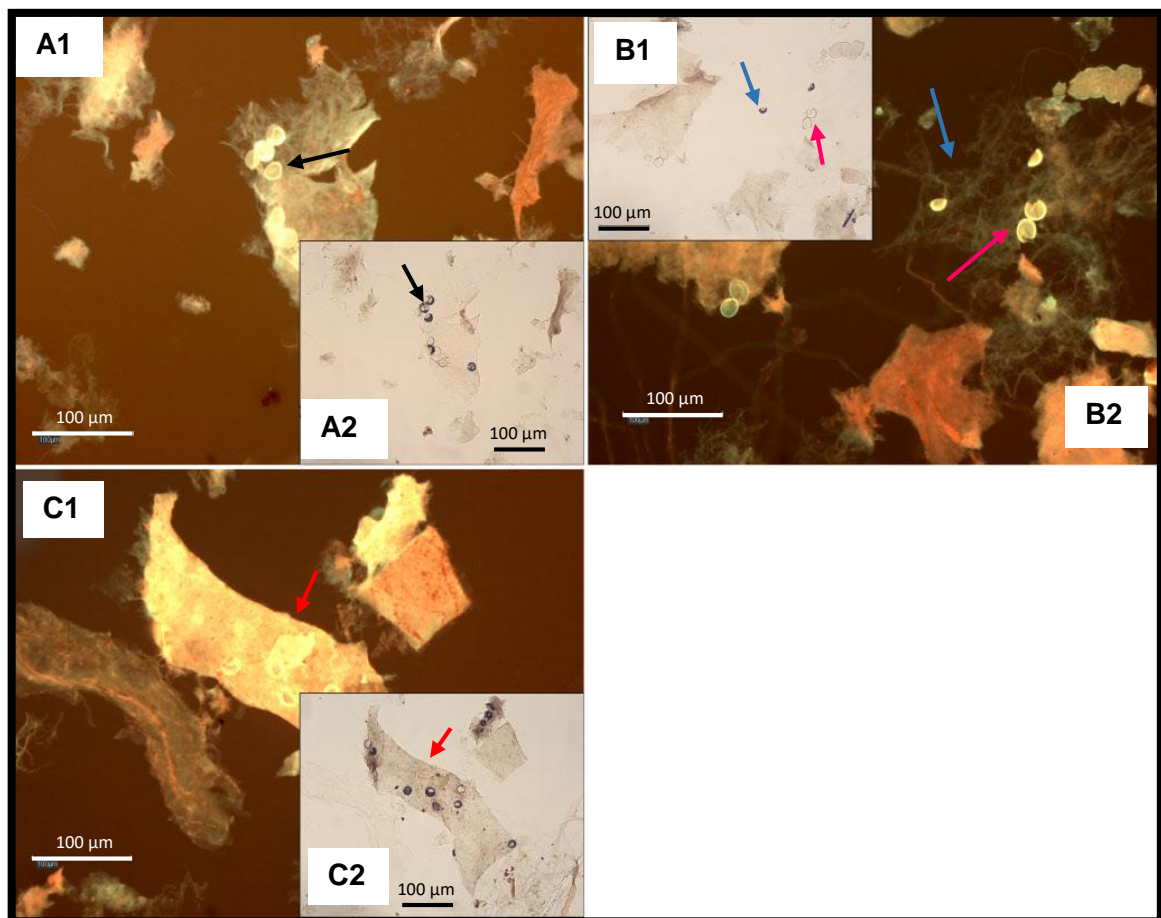
A2 – Hidrozoário broto (seta preta) em LT; (Hydrozoan sprouts (black arrow) in LT);

B1 – Hidrozoário broto (seta rosa); Hidrozoário forma polipóide (seta azul) em LT; (Hydrozoan sprouts (pink arrow); Hydrozoan polypoid form (blue arrow) in LT);

B2 – Hidrozoário broto (seta rosa); Hidrozoário forma polipóide (seta azul) em LF; (Hydrozoan sprouts (pink arrow); Hydrozoan polypoid form (blue arrow) in LF);

C1 – Hidrozoário broto (seta vermelha) em LF; (Hydrozoan sprouts (red arrow) in LF);

C2 – Hidrozoário broto (seta vermelha) em LT; (Hydrozoan sprouts (red arrow) in LT);

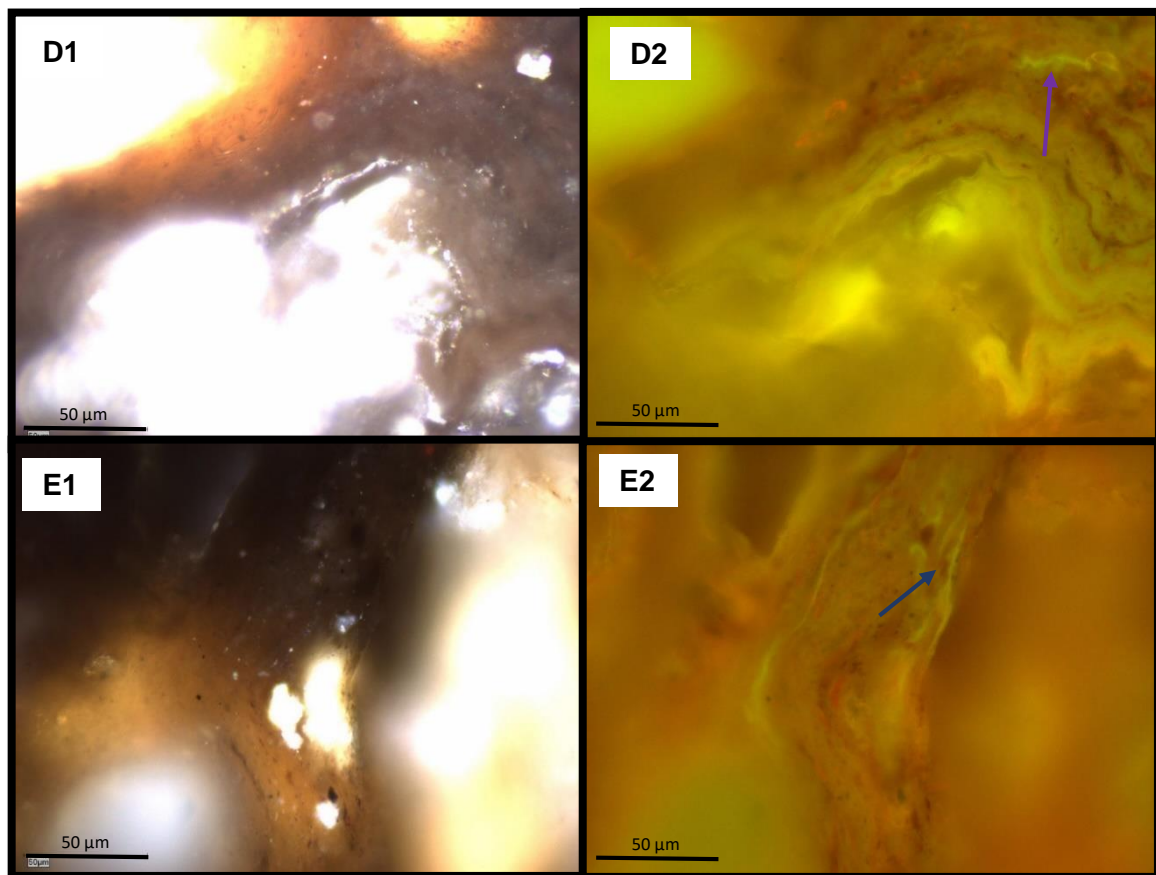


D1 – Lamalginite em LR; (Lamalginite in LR);

D2 – Lamalginite em LF; (Lamalginite in LF);

E1 – Lamalginite em LR; (Lamalginite in LR);

E2 – Lamalginite em LF; (Lamalginite in LF).





## Esteira do Topo

A1 – Hidrozoário forma medusóide (setas azuis); Amorfa EPS (seta vermelha) em LF; (Hydrozoan medusoid form (blue arrows); Amorphous EPS (red arrow) in LF);

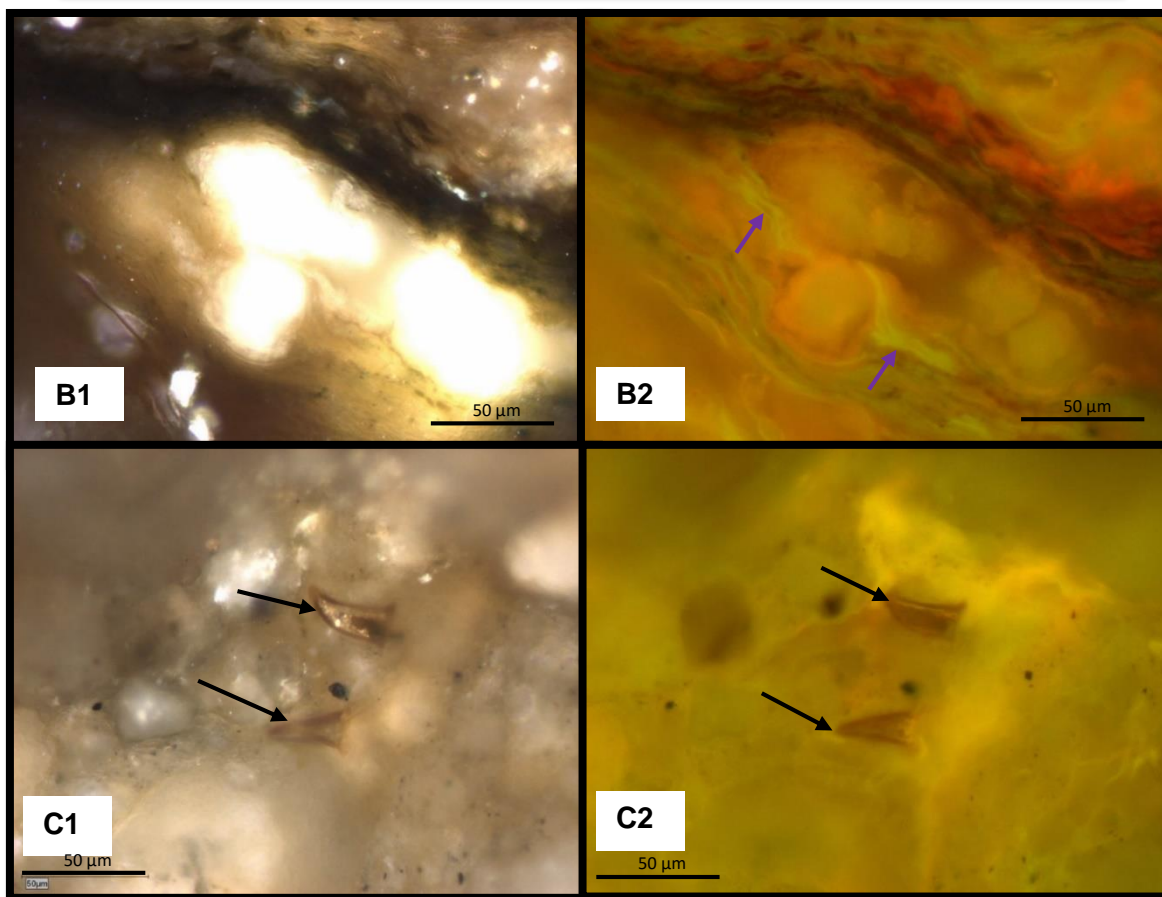
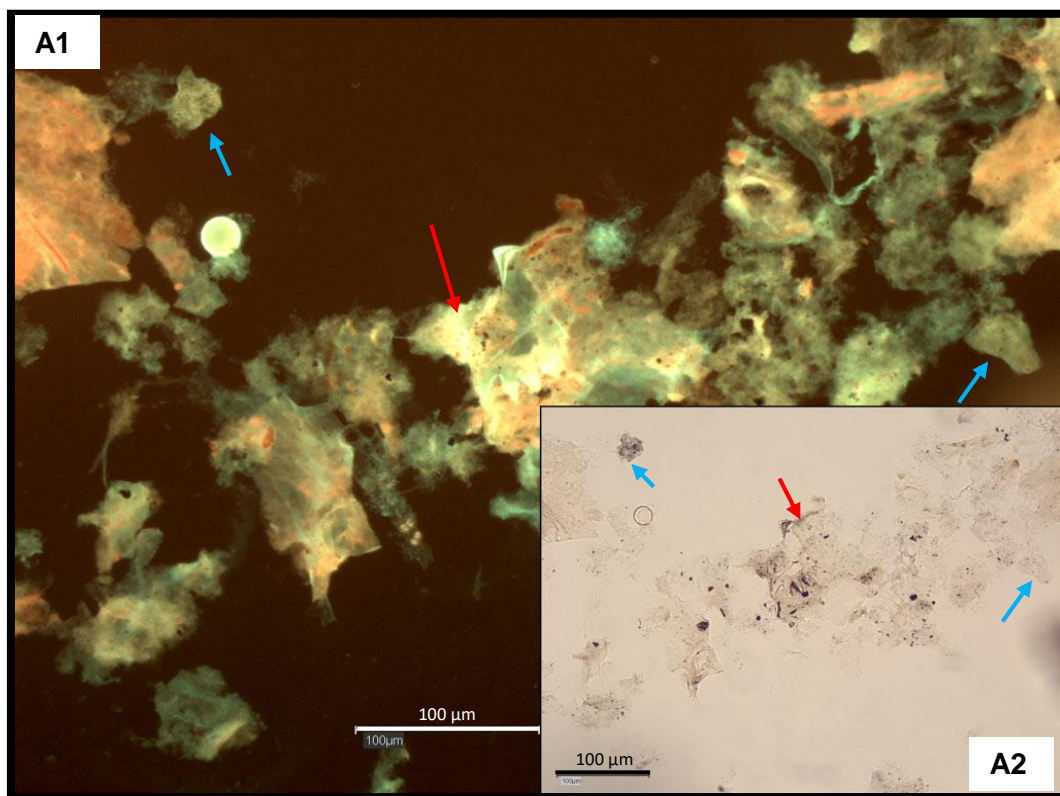
A2 – Hidrozoário forma medusóide (setas azuis); Amorfa EPS (seta vermelha) em LT; (Hydrozoan medusoid form (blue arrows); Amorphous EPS (red arrow) in LT);

B1 – Lamalginites (setas roxas) em LR; (Lamalginites (purple arrows) in LR);

B2 – Lamalginites (setas roxas) em LF; (Lamalginites (purple arrows) in LF);

C1 – Hidrozoário tentáculos (setas pretas) em LR; (Hydrozoan tentacles (black arrows) LR);

C2 – Hidrozoário tentáculos (setas pretas) em LF; (Hydrozoan tentacles (black arrows) in LF).





## **Referências bibliográficas**



## Referências bibliográficas

ASTM D7708-11. Analysis by Reflected Light: Standard Test Method for Microscopical Determination of the Reflectance of Vitrinite Dispersed in Sedimentary Rocks.

Awramik, S.M. 1990. Stromatolites. In: D. E. G. Briggs.; P. R. Crowther, (Eds) *Palaeobiology: a synthesis*, Editora Blackwell Science Ltd. p. 336-341 p.

Berner, R.A., 1995. Sedimentary organic matter preservation: an assessment and speculative synthesis — a comment. *Marine Chemistry*, 49, 1121-1122 p.

Blatt, H., 1992. *Sedimentary petrology*. 2nd Ed., W.H. Freeman and Company, New York, N.Y., 514 p.

Boggs, S., 2006. *Principles of Sedimentology and Stratigraphy* (fourth edition). Pearson Prentice Hall. New Jersey, 159 - 188 p.

Borrego, J., Lopez, M., Pedon, J.G., Morales, J.A., 1998. C/S ratios in estuarine sediments of the Odiel River-mouth, S.W. Spain. *Journal of Coastal Research*, 14, 1276-1286 p.

Burne, R.V., Moore, L.S., 1987. Microbialites: Organosedimentary Deposits of Benthic Microbial Communities. *Palaios* 2, 241-254 p.

Burns, S.J.; McKenzie, J.A., Vasconcelos, C., 2000. Dolomite formation and biogeochemical cycles in the Phanerozoic. *Sedimentology*, 47 (1): 49-61 p.

Brilha J.B.R., Henriques R.F., 2000. Rochas de Portugal ao microscópio. Aplicação multimédia *on-line* disponível em <http://www.dct.uminho.pt/rpmic>. Departamento de Ciências da Terra, Universidade do Minho, Braga, Portugal. ISBN: 972-95255-1-X

Brusca, R. C. Brusca, G. J., 2003. *Invertebrates* (second edition). Sinauer Associates, Inc., Publishers. Massachusetts, 219-260 p.

Cambier, P., 2011. Simulação Computacional Tridimensional da Formação e Evolução de Plataformas Carbonáticas. Tese de mestrado, Pontifícia Universidade Católica do Rio de Janeiro (não publicado), 105 p.

Cividanes, S., Incera, M., López, J., 2002. Temporal variability in the biochemical composition of sedimentary organic matter in an intertidal flat of the Galician Coast (NW Spain). *Oceanologica Acta* 25, 1-12 p.

Crapez, M.A.C., 2002. Bactérias Marinhas. In: R.C. Pereira, A., Soares-Gomes (Eds), *Biologia Marinha*. Interciência, 83-101 p.



Coe Neto, R., 1984. Algumas considerações sobre a origem do sistema lagunar de Araruama. In: Lacerda, L.D.; Araújo, D.S.D.; Cerqueira, R.E.; Turcq B., (Eds). Restingas: origem, estrutura, processos. Anais do Simpósio sobre Restingas Brasileiras. Universidade Federal Fluminense. Niterói, 61-63 p.

Cook, A., Borrego, A.G., 2014. Organic Petrological Methods. Chapter 10. In: ICCP Training Course on Dispersed Organic Matter, Porto, 149-200 p.

Damazio, C.M., Silva e Silva, L.H., Iespa, A.A., Senra, M.C., 2005. Correlações Entre Cianobactérias Endolíticas e Esteiras Microbianas Hipersalinas da Lagoa Pitanguinha, Neokuaternário do Rio de Janeiro, Brasil. Geociências X, 11-16 p.

Damazio, C.M., Silva e Silva, L.H., 2006. Cianobactérias em Esteiras Microbianas Coloformes da Lagoa Pitanguinha, Rio de Janeiro, Brasil. Revista Brasileira de Paleontologia 9, 165-170 p.

Danovaro, R., Della Croce, N., Dell'Anno, A., Fabiano, M., Marrale, D., Martorano, D., 2000. Seasonal changes and biochemical composition of the labile organic matter flux in the Creatan Sea. Progress in Oceanography 46, 259-278 p.

Dell'Anno, A.; Mei, M.L.; Pusceddu, A., Danovaro, R., 2002. Assessing the trophic state and eutrophication of coastal biochemical composition of sediment organic matter. Marine Pollution Bulletin, 44:611-622 p.

Des Marais, D.J., 2003. Biogeochemistry of Hypersaline Microbial Mats Illustrates the Dynamics of modern Microbial Ecosystems and the Early Evolution of the Biosphere. The Biological Bulletin, 204: 160-167 p.

Dubois, M., Gilles, K., Hamilton, J.K., Rebers, P.A., Smith, F., 1958. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. Analytical Chemistry, v.28, p.350–356 p.

Dupraz, C., Reid, R.P., Braissant, O., Decho, A.W., Norman, R.S., Visscher, P.T., 2009. Processes of carbonate precipitation in modern microbial mats. Earth-Science Reviews 96, 141-162 p.

Fabiano, M., Danovaro, R., Frascchetti, S., 1995. A three-year time series of elemental and biochemical composition of organic matter in subtidal sandy sediments of the Ligurian Sea (northwestern Mediterranean). Continental Shelf Research 15, 1453 – 1469 p.

Favas, P.J.C., Gomes, M.E.P., 2000. Introdução à Prática do Microscópio Petrográfico. Série Didática, Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, 63-64 p.

- Feder, F., 2014. Geomicrobiologia e Biogeoquímica das Esteiras Microbianas em Salinas do Complexo Lagunar de Araruama, RJ. Tese de doutoramento, Universidade Federal do Rio de Janeiro (não publicado), 195 p.
- Fencher, T., 1998. Artificial cyanobacterial mats: structure and composition of the biota. *Aquatic Microbial Ecology* 14, 251-251 p.
- Flemming, H.C., Wingender, J., 2010. The biofilm matrix. *Nature Reviews Microbiology* 8, 623-633 p.
- Franks, J., Stolz, J.F., 2009. Flat laminated microbial mat communities. *Earth-Science Reviews* 96, 163-172 p.
- Gerchacov, S.M., Hatcher, P.G., 1972. Improved Technique for Analysis of Carbohydrates in Sediments. *Limnology Oceanography* 17, 938-943 p.
- Giralt, S.; Julia, R., Klerkx, J. 2001. Microbial Biscuit of Vaterite in Lake Issyk – Kul (Republic of Kyrgyzstan). *Journal of Sedimentary Research* 71, 430-435 p.
- Gomes, S., 2011. Composição Geomicrobiológica e Orgânica das Esteiras Microbianas de Três Lagoas Costeiras do Sudeste do Rio de Janeiro, Brasil. Tese de doutoramento, Universidade Federal do Rio de Janeiro (não publicado), 190 pp.
- Gomes, S., 2016. Relatório da área de estudo – Lagoa Vermelha. Relatório elaborado no âmbito do projeto Programa Ciência sem Fronteiras – Bolsas no País Modalidade Pesquisador Visitante Especial – PVE. 8 pp.
- Guerrero, R., Piqueras, M., Berlanga, M., 2002. Microbial mats and the search for minimal ecosystems. *International Microbiol* 5, 177-188 p.
- Hartree, E.F., 1972. Determination of protein: A modification of the lowry method that gives a linear photometric response. *Analytical Biochemistry* 48, 422-427 p.
- Hickman, C.P., Roberts, L.S., Larson, A., 2001. *Zoologia Principios Integrales Novena Edición* (Terceira Edición Española). Interamericana McGraw-Hill. Espanha, 357-369 p.
- ICCP, 1998. The new vitrinite classification (ICCP System 1994). *Fuel* 77, 349-358 p.
- ICCP, 2001. The new inertinite classification (ICCP System 1994). *Fuel* 80, 459-471 p.
- Iespa, A.A., Iespa, C.M., Borghi, L., 2012. Evolução Paleoambiental da Lagoa Salgada Utilizando Microbialitos, com ênfase em Microfáceis Carbonáticas. *Geociência* 3, 371-380 p.
- Jahnert, R.J., Collins, L.B., 2013. Controls on microbial activity and tidal flat evolution in Shark Bay, Western Australia. *International Association of Sedimentologists*, 1-29 p.

Jerónimo, A.T.B., 2012. Ligações por difusão com multicamadas reativas. Tese de de mestrado, Faculdade de Engenharia da Universidade do Porto (publicada), 55 pp.

Jones, J.G., 2001. Freshwater ecosystems – structure and response. *Ecotoxicol Environ Saf* 50, 107-113 p.

Krumbein, W.E., Brehm, U., Gerdes, G., Gorbushina, A.A., Levit, G., Palinska, K., 2003. Biofilm, Biodictyon, Biomat Microbialites, Oolites, Stromatolites Geophysiology, Global Mechanism, Parahistology. In Krumbein, W.E., Paterson, D.M., Zavarzin, G.A. (Eds), *Fossil and Recent Biofilms: A Natural History of Life on Earth*. Dordrecht, 20 p.

Machado, M.C.R., 2013. Velocidade da corrosão do aço em argamassas cimentícias modificadas com polímeros. Tese de mestrado, Instituto Superior de Engenharia de Lisboa, (publicada), 133 p.

Martínez-Alonso, M., Mir, J., Caumette, P., Gaju, N., Guerrero, R., Esteve, I., 2004. Distribution of phototrophic populations and primary production in a microbial mat from the Ebro delta, Spain. *International Microbiology* 7, 19-25 p.

Marsh, J.B., Weinstein, D.B., 1966. Simple charring method for determination of lipids. *Journal of Lipid Research* 7, 574-576 p.

Matthes, E., 1952. Guia de trabalhos práticos de Zoologia. Universidade de Coimbra. Coimbra, 53-79 p.

Mendonça Filho, J.G., 1999. Aplicação de estudos de palinofácies e fácies Orgânica em rochas do Paleozóico da Bacia do Paraná, Sul do Brasil. Tese, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 338 p.

Mendonça Filho, J.G., Carvalhal, M.A., Menezes, T.R., 2002. Palinofácies. In: Dutra, T.L. (Eds), *Técnicas e Procedimentos para o trabalho com Fósseis e Formas Modernas Comparativas*, Unisinos, 1, 20-24 p.

Mendonça Filho, J.G., Menezes, T.R., Mendonça, J.O., Oliveira, A.D., Carvalho, M.A., Sant'Anna, A.J., Souza, J.T., 2010. Palinofácies. In: I. de Souza Carvalho, (Ed.). *Paleontologia*. Interciência, Rio de Janeiro, 379-413 p.

Mendonça Filho, J.G., Menezes, T. R., Mendonça, J. O., 2011. Organic composition (Palynofacies Analysis). Chapter 5. In: ICCP Training Course on Dispersed Organic Matter, Porto, 33-81 p.

Mendonça Filho, J.G., Menezes, T.R., Mendonça, J.O., Oliveira, A.D., Silva, T.F., Rondon, N.F., Silva, F.S., 2012. Organic Facies: Palynofacies and organic geochemistry approaches.

In: Panagiotaras, D. (ed), Geochemistry – Earth's system processes. InTech, Rijeka, 211-245 p.

Mendonça Filho, J.G., Menezes, T.R., Mendonça, J.O., 2014. Organic Composition (Palynofacies Analysis). Chapter 5. In: ICCP Training Course on Dispersed Organic Matter, Porto, 35-83 p.

Mendonça Filho, J.G., Gonçalves, P.A., 2016. The sedimentary organic matter, Chapter 1. In: I. Suárez-Ruiz e J.G. Mendonça Filho (Eds.). The Role of Organic Petrology in the Exploration of Conventional and Unconventional Hydrocarbon Systems. Bentham Science publishers, United Arab Emirates.

Mitterer, R.M., Cunningham, R., 1985. The Interaction of Natural Organic Matter with Grain Surfaces: Implications for Calcium Carbonate Precipitation. The Society of Economic Paleontologists and Mineralogists 36, 17 p.

Monteiro, A.J.S.C., 2005. Revestimentos Multicamada PVD com Comportamento Electrocrómico. Tese de mestrado (publicada), Universidade do Minho, 105 pp.

Nichols, G., 2009. Sedimentology and Stratigraphy (second edition). Wiley-Blackwell. Reino Unido, 29 p.

Pacton, M., Gorin, G.E., Vasconcelos, C., 2011. Amorphous organic matter - Experimental data on formation and role of microbes. Review of Palaeobotany and Palynology 165, 253 – 267.

Pires, D.O., Barreira e Castro, C., Medeiros, M.S., 2007. Filo Cnidaria – Corais (Anthozoa: Octocorallia e hexacorália). In: Lavrado, H., Viana, M. (Eds), Atlas de invertebrados marinhos da região central da Zona Económica Exclusiva Brasileira (Parte 1). Rio de Janeiro, 61-62 p..

Prothero, D.R., Schwab, F., 2013. Sedimentary Geology: An introduction to sedimentary rocks and stratigraphy. W. H. Freeman, 500 p.

Pusceddu, A.; Dell'Anno, A.; Danovaro, R.; Manini, E.; Sara, G.; Fabiano, M., 2003. Enzymatically hydrolysable protein and carbohydrate sedimentary pools as indicators of the trophic state of detritus sink systems: A case study in a Mediterranean Coastal Lagoon. Estuaries, 26(3): 641-650 p.

Queiroz, M.C.A.P., Caldas, J.N.A.R., 2011. Dermatologia comparativa: lesão de ataque por caravela portuguesa (*Physalia physalis*). Anais Brasileiros de Dermatologia 86, 611-612 p.

Reid, R.P., Visscher, P.T., Decho, A.W., Stolz, J.F., Bebout, B.M., Dupraz, C., Macintyre, I.G., Paerl, H.W., Pinckney, J.L., Prufert-Bebout, L., Steppe, T.F., DesMarai, 2000. The role of

microbes in accretion, lamination and early lithification of modern marine stromatolites. *Nature* 406, 989-992 p.

Rice, D.L., 1982. The Detritus Nitrogen Problem: New Observations and Perspectives from Organic Geochemistry. *Marine Ecology – Progress Series* 9, 153-162 p.

Rickard, A.H., Gilbert, P., High, N.J., Kolenbrander, P.E., Handley, P.S., 2003. Bacterial coaggregation: an integral process in the development of multi-species biofilms. *Trends Microbiol* 2, 94-100 p.

Romero, G.R., 2015. Geobiologia de Microbialitos do Ediacarano da Faixa Paraguai e Sul do Craton Amazônico (MS e MT): Implicações Paleoambientais, Paleoecológicas e Estratigráficas. Tese de doutoramento, São Paulo (não publicado), 215 p.

Santelli, R.C.L., 1988. Estudos de isótopos estáveis em sedimentos carbonáticos da Lagoa Vermelha – RJ. Pós-graduação em Química, Pontifícia Universidade Católica do Rio de Janeiro, Tese de Doutorado, 95 p.

Schopf, J.W., 2000. Solution to Darwin's dilemma: Discovery of the missing Precambrian record of life. *Proceedings of the National Academy Sciences of the United States of America*, 97: 6947-6953 p.

Silva e Silva, L.H., Senra, M.C., Faruolo, T.C., Carvalhal, S.B., Alves, S.A., Damazio, C.M., Shimizu, V.T., Santos, R.C., Iespa, A.A., 2004. Composição Paleobiológica e Tipos Morfológicos das Construções Estromatólitas da Lagoa Vermelha, RJ, Brasil. *Revista Brasileira de Paleontologia* 7, 193-198 p.

Silva e Silva, L.H., Carvalhal, S.B., 2005. Biolaminóides calcários Holocênicos da Lagoa Vermelha, Brasil. *Anuário do Instituto de Geociências – UFRJ* 28, 59-70 p.

Silva e Silva, L.H., Damazio-Iespa, C.M., Iespa, A.A.C., 2007. Estudo sedimentológico e geomicrobiológico das esteiras microbianas tipo filme da lagoa Pitanguinha, região dos lagos, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Anuário do Instituto de Geociências – UFRJ* 30, 67-72 p.

Silva e Silva, L.H., Almeida, L.F., Iespa, A.A., Iespa, C.M., 2008. Análise de esteiras microbianas e cianobactérias da laguna Amarga, Parque Nacional de Torres del Paine, Chile. *Journal of Geoscience* 4, 32-37 p.

Stolz, J.F. 2000. Structure of microbial mats and biofilms. In: Riding, R.E., Awramik, S.M. (Eds.) *Microbial Sediments*. Heidelberg, Springer-Verlag, 1-8 p.

Sýkorova, I., Pickel, W., Christanis, K., Wolf, M., Taylor, G.H., Flores, D., 2005. Classification of huminite—ICCP System 1994. *International Journal of Coal Geology* 62, 85-106 p.

Tyson, R.V., 1995 Sedimentary Organic Matter: Organic facies and palynofacies. Chapman & Hall, Londres, 615 p.

Tyson, R.V. 2001. Sedimentation rate, dilution, preservation and total organic carbon: some results of a modelling study. Organic Geochemistry, 32, 333-339 p.

Turcq, B.; Martin, L.; Flexor, J.M.; Suguio, K.; Pierre, C.; Tasayco-Ortega, L., 1999. Origin and evolution of the quaternary coastal plain between Guaratiba and Cabo Frio, State of Rio de Janeiro, Brazil. In: Knoppers B.A., Bidone E.D.; Abrão J.J. (Eds) Environmental Geochemistry of coastal lagoon system of Rio de Janeiro, Brazil. Universidade Federal Fluminense/Programa de Geoquímica Ambiental/ FINEP, 25-46 p.

Van Gemerden, H., 1993. Microbial mats: A joint venture. Marine Geology 113, 3-25 p.

Van Lith, Y., Vasconcelos, C., Warthmann, R., Martins, J.C., McKenzie, J.A., 2002. Bacterial sulfate reduction and salinity: two controls on dolomite precipitation in Lagoa Vermelha and Brejo do Espinho (Brasil). Hydrobiologia 485, 35-49 p.

Van Lith, Y.; Warthmann, R.; Vasconcelos, C. e McKenzie, J.A., 2003. Microbial fossilization in carbonate sediments: a result of the bacterial surface involvement in dolomite precipitation. Sedimentology 50, 237-245 p.

Villanueva, E.D., 2005. Impacto del petróleo en la distribución y biomasa de las cianobacterias em ecosistemas naturales y artificiales. Tese de doutoramento, Universidade Autónoma de Barcelona, 98 p.

Villanueva, L., Navarrete, A., Urmeneta, J., White, D.C., Guerrero, R., 2007. Analysis of diurnal and vertical microbial diversity of a hypersaline microbial mat. Arch Microbiol 188, 137-146 p.

Vincent, A.J., 1995. Palynofacies analysis of Middle Jurassic sediments from the Inner Hebrides. Tese de Doutoramento, Universidade de Newcastle, 475 p.

Visscher, P.T., Stolz, J.F., 2005. Microbial mats as bioreactors: population, processes, and products. Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology 219, 87-100 p.

### **Web Bibliografia**

<http://cfb7cmpa.blogspot.pt/2011/06/reproducao-e-nutricao-dos-cnidarios.html> - consultado a 17 de Maio de 2016